



ANNEE 2006

THESE : 2006 – TOU 3 – 4031

GESTION ET PATHOLOGIE EN CAPTIVITÉ DES KANGOUROUS, WALLABIES ET WALLAROUS DU GENRE *MACROPUS*

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement en 2006
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

Sarah DEBIN
Née, le 18 juin 1981 à TROYES (Aube)

Directeur de thèse : Monsieur le Professeur Jacques DUCOS de LAHITTE

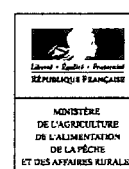
JURY

PRESIDENT :
M. Jean-Paul SEQUELA

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEUR :
M. Jacques DUCOS de LAHITTE
M. Claude PETIT

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE



MINISTERE DE L'AGRICULTURE ET DE LA PECHE
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

| | | |
|------------------------|------|-------------------------|
| Directeur | : M. | A. MILON |
| Directeurs honoraires | M. | G. VAN HAVERBEKE |
| | M. | J. FERNEY |
| | M. | P. DESNOYERS |
| Professeurs honoraires | M. | L. FALIU |
| | M. | C. LABIE |
| | M. | C. PAVAU |
| | M. | F. LESCURE |
| | M. | A. RICO |
| | M. | D. GRIESS |
| | M. | A. CAZIEUX |
| | Mme | V. BURGAT |
| | M. | J. CHANTAL |
| | M. | J.-F. GUELF |
| | M. | M. ECKHOUTTE |

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

| | |
|----|---|
| M. | BRAUN Jean-Pierre , <i>Physique et Chimie biologiques et médicales</i> |
| M. | CABANIE Paul , <i>Histologie, Anatomie pathologique</i> |
| M. | DARRE Roland , <i>Productions animales</i> |
| M. | DORCHIES Philippe , <i>Parasitologie et Maladies Parasitaires</i> |
| M. | EUZEBY Jean , <i>Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie</i> |
| M. | TOUTAIN Pierre-Louis , <i>Physiologie et Thérapeutique</i> |

PROFESSEURS 1^{ère} CLASSE

| | |
|----|--|
| M. | AUTEFAGE André , <i>Pathologie chirurgicale</i> |
| M. | BODIN ROZAT DE MANDRES NEGRE Guy , <i>Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie</i> |
| M. | DELVERDIER Maxence , <i>Anatomie pathologique</i> |
| M. | ENJALBERT Francis , <i>Alimentation</i> |
| M. | FRANC Michel , <i>Parasitologie et Maladies Parasitaires</i> |
| M. | HENROTEAUX Marc , <i>Médecine des carnivores</i> |
| M. | MARTINEAU Guy-Pierre , <i>Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour</i> |
| M. | PETIT Claude , <i>Pharmacie et Toxicologie</i> |
| M. | REGNIER Alain , <i>Physiopathologie oculaire</i> |
| M. | SAUTET Jean , <i>Anatomie</i> |
| M. | SCHELCHER François , <i>Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour</i> |

PROFESSEURS 2^e CLASSE

| | |
|-----|---|
| Mme | BENARD Geneviève , <i>Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale</i> |
| M. | BERTHELOT Xavier , <i>Pathologie de la Reproduction</i> |
| M. | CONCORDET Didier , <i>Mathématiques, Statistiques, Modélisation</i> |
| M. | CORPET Denis , <i>Science de l'Aliment et Technologies dans les industries agro-alimentaires</i> |
| M. | DUCOS Alain , <i>Zootéchnie</i> |
| M. | DUCOS de LAHITTE Jacques , <i>Parasitologie et Maladies parasitaires</i> |
| M. | GUERRE Philippe , <i>Pharmacie et Toxicologie</i> |
| Mme | KOLF-CLAUW Martine , <i>Pharmacie - Toxicologie</i> |
| M. | LEFEBVRE Hervé , <i>Physiologie et Thérapeutique</i> |
| M. | LIGNEREUX Yves , <i>Anatomie</i> |
| M. | PICAVET Dominique , <i>Pathologie infectieuse</i> |

INGENIEUR DE RECHERCHES

| | |
|----|---|
| M. | TAMZALI Youssef , <i>Responsable Clinique équine</i> |
|----|---|

PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

| | |
|-----|--|
| Mme | MICHAUD Françoise , <i>Professeur d'Anglais</i> |
| M. | SEVERAC Benoît , <i>Professeur d'Anglais</i> |

MAÎTRE DE CONFERENCES HORS CLASSE

M. JOUGLAR Jean-Yves, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*

MAÎTRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

M. ASIMUS Erik, *Pathologie chirurgicale*
M. BAILLY Jean-Denis, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
M. BERGONIER Dominique, *Pathologie de la Reproduction*
M. BERTAGNOLI Stéphane, *Pathologie infectieuse*
Mme BOUCRAUT-BARALON Corine, *Pathologie infectieuse*
Mlle BOULLIER Séverine, *Immunologie générale et médicale*
Mme BOURGES-ABELLA Nathalie, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. BOUSQUET-MELOU Alain, *Physiologie et Thérapeutique*
Mme BRET-BENNIS Lydie, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. BRUGERE Hubert, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
Mlle CADIERGUES Marie-Christine, *Dermatologie*
Mme CAMUS-BOUCLAINVILLE Christelle, *Biologie cellulaire et moléculaire*
Mme COLLARD-MEYNAUD Patricia, *Pathologie chirurgicale*
Mlle DIQUELOU Armelle, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. DOSSIN Olivier, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. FOUCRAS Gilles, *Pathologie du bétail*
Mme GAYRARD-TROY Véronique, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
M. GUERIN Jean-Luc, *Elevage et Santé Avicoles et Cunicoles*
Mme HAGEN-PICARD Nicole, *Pathologie de la Reproduction*
M. JACQUIET Philippe, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. JAEG Jean-Philippe, *Pharmacie et Toxicologie*
M. LYAZRHI Faouzi, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. MATHON Didier, *Pathologie chirurgicale*
M. MEYER Gilles, *Pathologie des ruminants*
Mme MEYNADIER-TROEGELER Annabelle, *Alimentation*
M. MONNEREAU Laurent, *Anatomie, Embryologie*
Mme PRIYMENKO Nathalie, *Alimentation*
Mme RAYMOND-LETRON Isabelle, *Anatomie pathologique*
M. SANS Pierre, *Productions animales*
Mlle TRUMEL Catherine, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*
M. VERWAERDE Patrick, *Anesthésie, Réanimation*

MAÎTRES DE CONFERENCES CONTRACTUELS

Mlle BIBBAL Delphine, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
M. CASSARD Hervé, *Pathologie du bétail*
M. DESMAIZIERES Louis-Marie, *Clinique équine*
Mlle LE MINOR Odile, *Epidémiologie*
M. NOUVEL Laurent-Xavier, *Pathologie de la reproduction*
M. REYNOLDS Brice, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*
M. VOLMER RE Romain, *Infectiologie*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

M. CONCHOU Fabrice, *Imagerie médicale*
M. CORBIERE Fabien, *Pathologie des ruminants*
Mlle LACROUX Caroline, *Anatomie pathologique des animaux de rente*
M. MOGICATO Giovanni, *Anatomie, Imagerie médicale*
Mlle PALIERNE Sophie, *Chirurgie des animaux de compagnie*

A Monsieur le Professeur Jean-Paul SEGUELA,
Professeur des Universités, Praticien hospitalier, Parasitologie-Mycologie,
Qui me fait l'honneur de présider la soutenance de ma thèse d'exercice vétérinaire ;

A Monsieur le Professeur Jacques DUCOS de LAHITTE,
Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, Parasitologie et Maladies
parasitaires,
Pour son encadrement et son aide à la réalisation de ma thèse, pour m'avoir aidée à mener
à bien mes projets professionnels ;

A Monsieur le Professeur Claude PETIT,
Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, Pharmacologie et Toxicologie,
Pour son soutien lors de tout mon cursus scolaire à l'école, pour me faire l'honneur de faire
partie du jury de soutenance de ma thèse d'exercice vétérinaire ;

*A F. HUYGHE du zoo de CERZA-Lisieux, à L. LORKA du zoo d'Asson, à P. CARRERE du
Jardin exotique-Parc animalier de Sanary-Bandol, à M. PROVENCAL du zoo La Barben, à
D. GOMIS du zoo de Mulhouse,*
Pour le temps qu'ils m'ont accordé et les informations qu'ils ont accepté de partager avec moi
pour que je puisse réaliser mon travail de thèse ;

Aux équipes du zoo de CERZA-Lisieux et du safari de Peaugres,
Pour avoir partagé leur travail au quotidien avec moi et permis d'exercer dans un domaine
qui m'est cher, la faune sauvage ;

*A toute l'équipe de la clinique des Oiseaux, de la Faune Sauvage, du Gibier, et des NAC de
l'ENVT,*
pour m'avoir fait découvrir dans la joie et la bonne humeur les NAC ;

A Christian, François, Michel, Aline et Mimi,
Pour m'avoir toujours accueillie avec tant de gentillesse, de patience et d'humour, et m'avoir
laissée faire mes premiers pas dans le monde vétérinaire ;

A mes parents, ma sœur Régine, ma grand-mère Gilberte et mon grand-père Georges,
Pour votre présence et votre soutien inconditionnels lors des événements qui ont jalonné ma
vie, moments de bonheur comme moments difficiles ; pour rester à mes côtés malgré les
nombreux kilomètres qui nous séparent ;

A ma grand-mère Renée, mon grand-père Raymond et mon arrière grand-mère Nelly,
Vous nous avez déjà quitté, vous continuez à m'accompagner tous les jours ;

A mes amis,
Je ne vous ferai pas l'offense de citer votre nom, vous savez que vous êtes dans mon cœur et à
quel point vous comptez pour moi ; merci pour tous les moments partagés, en attendant les
prochains ;

A tous ceux rencontrés dans les divers endroits dans lesquels mon parcours m'a menée ;
Merci pour les rires que nous avons eus ensemble, merci d'avoir éclairé mes passages dans ces
nombreux lieux.

TABLE DES MATIERES

| | |
|---|---------------|
| TABLE DES MATIERES | 7 |
| TABLE DES ILLUSTRATIONS..... | 12 |
| INTRODUCTION..... | 15 |
| 1^{ÈRE} PARTIE : CARACTÈRES GÉNÉRAUX | 17 |
| A. TAXONOMIE | 18 |
| A.1. Vertébrés..... | 18 |
| A.2. Classe des Mammifères | 18 |
| A.3. Sous-classe des Thériens | 18 |
| A.4. Super ordre des Marsupiaux | 19 |
| A.4.1. <i>Caractères généraux des Marsupiaux</i> | 19 |
| A.4.2. <i>Classification des Marsupiaux</i> | 20 |
| A.5. Ordre des <i>Diprotodontia</i> | 20 |
| A.5.1. <i>Caractéristiques des Diprotodontia</i> | 20 |
| A.5.2. <i>Classification des Diprotodontia</i> | 21 |
| A.6. Super-famille des <i>Phalangerioidea</i> | 21 |
| A.7. Famille des <i>Macropodidae</i> | 21 |
| A.7.1. <i>Caractéristiques des Macropodidae</i> | 21 |
| A.7.2. <i>Classification des Macropodidae</i> | 23 |
| A.8. Sous-famille des <i>Macropodinae</i> | 23 |
| A.8.1. <i>Caractéristiques des Macropodinae</i> | 23 |
| A.8.2. <i>Classification des Macropodinae</i> | 24 |
| B. ETUDE LIMITEE AU GENRE <i>MACROPUS</i> | 25 |
| B.1. Les différentes espèces appartenant au genre <i>Macropus</i> | 25 |
| B.2. Milieu de vie | 26 |
| B.2.1. <i>Habitat</i> | 26 |
| B.2.2. <i>Répartition</i> | 28 |
| B.3. Morphologie | 29 |
| B.3.1. <i>Taille ; poids</i> | 29 |
| B.3.2. <i>Conformation</i> | 29 |
| B.3.3. <i>Fourrure ; couleur</i> | 30 |
| B.4. Mode de vie | 35 |
| B.4. Mode de vie | 36 |
| B.5. Régime alimentaire | 36 |
| B.6. Structure sociale..... | 36 |
| B.7. Population dans le milieu naturel..... | 37 |
| B.7.1. <i>Statuts dans le milieu naturel</i> | 37 |
| B.7.2. <i>Dangers dans le milieu naturel</i> | 37 |
| C. DONNEES PHYSIOLOGIQUES..... | 38 |
| C. 1. Les sens..... | 38 |
| C.1.1. <i>La vision</i> | 38 |
| C.1.2. <i>L'odorat et l'olfaction</i> | 38 |
| C.1.3. <i>L'ouïe</i> | 38 |
| C.2. La locomotion..... | 38 |
| C.2.1. <i>Les différents types de déplacement</i> | 38 |
| C.2.2. <i>Aspect énergétique</i> | 39 |

| | |
|---|-----------|
| C.3. Le métabolisme et la thermorégulation..... | 40 |
| C.4. Physiologie cardio-respiratoire | 40 |
| C.4.1 Physiologie cardiaque | 40 |
| C.4.2. Physiologie respiratoire..... | 40 |
| C.5. Physiologie rénale..... | 41 |
| C.6. Physiologie digestive | 41 |
| C.6.1. La dentition..... | 41 |
| C.6.2. Organisation du tube digestif et digestion | 42 |
| C.6.3. Bilan : étapes de la digestion..... | 43 |
| C.7. Reproduction..... | 44 |
| C.7.1. Anatomie des appareils reproducteurs | 44 |
| C.7.2. Cycle sexuel | 45 |
| C.7.3. De la saillie au développement du jeune..... | 46 |
| C.7.4. Différents paramètres relatifs à la reproduction | 47 |
| D. DONNEES SUR LES ESPECES DU GENRE MACROPUS..... | 48 |
| D.1. <i>Macropus parma</i> | 48 |
| D.2. <i>Macropus eugenii</i> | 48 |
| D.3. <i>Macropus greyi</i> | 48 |
| D.4. <i>Macropus irma</i> | 48 |
| D.5. <i>Macropus parryi</i> | 48 |
| D.6. <i>Macropus dorsalis</i> | 49 |
| D.7. <i>Macropus rufogriseus</i> | 49 |
| D.8. <i>Macropus agilis</i> | 49 |
| D.9. <i>Macropus giganteus</i> | 49 |
| D.10. <i>Macropus rufus</i> | 49 |
| D.11. <i>Macropus fuliginosus</i> | 50 |
| D.12. <i>Macropus robustus</i> | 50 |
| D.13. <i>Macropus antilopinus</i> | 50 |
| D.14. <i>Macropus bernardus</i> | 50 |
| 2^{ÈME} PARTIE : MAINTIEN EN CAPTIVITE | 51 |
| A. STATUT DES ESPECES | 52 |
| B. EFFECTIFS EN CAPTIVITE | 52 |
| C. FACTEURS ZOOTECHNIQUES ET RESULTATS..... | 53 |
| C.1. Logement et enclos | 53 |
| C.1.1. Enclos | 53 |
| C.1.2. Abri | 53 |
| C.1.3. Conditions climatiques supportées | 54 |
| C.1.4. Importance du logement | 55 |
| C.2. Alimentation | 55 |
| C.2.1. Aliments composant la ration | 55 |
| C.2.2. Rôle des aliments abrasifs et fibreux | 55 |
| C.2.3. Besoins énergétiques..... | 55 |
| C.2.4. Exemples de ration..... | 56 |
| C.2.5. Distribution de la ration | 56 |
| C.3. Composition du groupe..... | 56 |
| C.3.1. Constitution du groupe | 56 |
| C.3.2. Exemple de groupe..... | 57 |
| C.4. Gestion de la reproduction..... | 59 |
| C.4.1. Favoriser la reproduction | 59 |
| C.4.2. Limiter la reproduction..... | 59 |
| C.4.3. Elevage à la main..... | 60 |
| C.5. Durée de vie | 61 |

| | |
|--|---------------|
| C.6. Evaluation du bien-être et du stress | 61 |
| D. TRANSPORT | 62 |
| E. UTILISATION | 63 |
| E.1. Présentation au public | 63 |
| E.2. Nouvel animal de compagnie..... | 63 |
| E.3. Production de viande..... | 63 |
| E.4. Intérêt scientifique..... | 63 |
| 3^{ÈME} PARTIE : APPROCHE MEDICALE | 65 |
| A. CONTENTION..... | 66 |
| A.1. Contention physique | 66 |
| A.1.1. Intérêt..... | 66 |
| A.1.2. Risques | 66 |
| A.1.3. Précautions à prendre..... | 66 |
| A.1.4. Différentes techniques..... | 66 |
| A.2. Contention chimique..... | 69 |
| A.2.1. Généralités | 69 |
| A.2.2. Sédation..... | 69 |
| A.2.3. Anesthésiques injectables..... | 69 |
| A.2.4. Anesthésie gazeuse | 72 |
| A.2.5. Téléanesthésie | 73 |
| A.2.6. Tranquillisants longue action..... | 74 |
| B. EXAMEN CLINIQUE | 75 |
| B.1. Examen physique..... | 75 |
| B.1.1. Examen de l'état général..... | 75 |
| B.1.2. Examen externe | 75 |
| B.1.3. Examen du cloaque | 75 |
| B.1.4. Inspection de la poche..... | 75 |
| B.2. Examen ophtalmique | 75 |
| B.3. Examen de la cavité buccale | 76 |
| B.4. Examen cardio-respiratoire | 76 |
| C. PRELEVEMENTS ET EXAMENS COMPLEMENTAIRES | 77 |
| C.1. Examens sanguins..... | 77 |
| C.1.1. Sites de prélèvements | 77 |
| C.1.2. Valeurs usuelles de paramètres hématologiques et biochimiques | 77 |
| C.2. Prélèvements de fèces et examens coproscopiques..... | 80 |
| C.2.1. Prélèvements de fèces | 80 |
| C.2.2. Examens coproscopiques..... | 80 |
| C.3. Prélèvements urinaires et examens urinaires | 81 |
| C.4. Examens radiologiques | 81 |
| D. UTILISATION DES PRINCIPALES MOLECULES | 82 |
| D.1. Voies d'administration | 82 |
| D.2. Choix de l'antibiotique | 82 |
| D.3. Posologie des principales molécules..... | 82 |
| CONCLUSION..... | 84 |

4^{ÈME} PARTIE : PATHOLOGIE EN CAPTIVITE.....85

| | |
|--|-----------|
| A. IMPORTANCE | 86 |
| A.1 Les principales maladies rencontrées et leur fréquence | 86 |
| A.2. Les parasites internes rencontrés en captivité et leur importance | 87 |
| A.2.1. <i>Des parasites internes nombreux et variés</i> | 87 |
| A.2.2. <i>Prophylaxie et traitement</i> | 87 |
| A.3. Relation entre les facteurs zootechniques et certaines maladies | 87 |
| A.3.1. <i>Facteurs zootechniques déterminants</i> | 87 |
| A.3.2. <i>Mécanismes mis en jeu</i> | 88 |
| B. ETUDE DES PRINCIPALES MALADIES RENCONTREES EN CAPTIVITE CHEZ LES ESPECES DU GENRE MACROPUS | 89 |
| B.1. Atteintes du système digestif | 89 |
| B.1.1. <i>Gastroentéropathies</i> | 89 |
| B.1.2. <i>Impaction intestinale</i> | 90 |
| B.1.3. <i>Rotavirose</i> | 90 |
| B.1.4. <i>Salmonellose</i> | 91 |
| B.1.5. <i>Coccidiose à Eimeria spp.</i> | 92 |
| B.2. Problèmes alimentaires et métaboliques | 93 |
| B.2.1. <i>Obésité</i> | 93 |
| B.2.2. <i>Hypovitaminose E</i> | 94 |
| B.2.3. <i>Hypovitaminose A</i> | 94 |
| B.3. Atteintes du tégument et des muqueuses | 94 |
| B.3.1. <i>Hypovitaminose A</i> | 94 |
| B.3.2. <i>Infection aux pox virus</i> | 94 |
| B.3.3. <i>Herpès virose</i> | 95 |
| B.3.4. <i>Leishmaniose cutanée</i> | 95 |
| B.3.5. <i>Nécrobacillose</i> | 96 |
| B.3.6. <i>Candidose</i> | 96 |
| B.3.7. <i>Conjonctivite</i> | 96 |
| B.4. Troubles de l'appareil locomoteur | 97 |
| B.4.1. <i>Myopathie</i> | 97 |
| B.4.2. <i>Traumatisme</i> | 98 |
| B.5. Troubles de la reproduction | 99 |
| B.5.1. <i>Dystocie</i> | 99 |
| B.5.2. <i>Infection de la poche</i> | 99 |
| B.5.3. <i>Expulsion de la poche</i> | 100 |
| B.5.4. <i>Vaginite et métrite traumatiques</i> | 101 |
| B.5.5. <i>Herpès virose</i> | 101 |
| B.6. Atteintes de l'appareil respiratoire : pneumonie | 101 |
| B.6.1. <i>Etiologie</i> | 101 |
| B.6.2. <i>Epidémiologie</i> | 101 |
| B.6.3. <i>Signes cliniques</i> | 101 |
| B.6.4. <i>Diagnostic</i> | 101 |
| B.6.5. <i>Traitement</i> | 101 |
| B.7. Troubles ophtalmiques..... | 102 |
| B.7.1. <i>Conjonctivite</i> | 102 |
| B.7.2. <i>Ulcère de la cornée</i> | 102 |
| B.7.3. <i>Cataracte</i> | 102 |
| B.7.4. <i>Toxoplasmose</i> | 103 |
| B.7.5. <i>Pox virose</i> | 103 |
| B.7.6. <i>Photosensibilisation à Lantana camara</i> | 103 |
| B.8. Atteintes de la cavité buccale..... | 103 |
| B.8.1. <i>Anomalies de position des dents</i> | 103 |
| B.8.2. <i>Maladie périodontale</i> | 103 |
| B.8.3. <i>Fracture de dent</i> | 104 |
| B.8.4. <i>Malocclusion</i> | 105 |

| | |
|---|----------------|
| B.8.5. <i>Nécrobacillose</i> | 105 |
| B.8.6. <i>Candidose</i> | 105 |
| B.9. Toxicologie : intoxication à <i>Lantana camara</i> | 107 |
| B.9.1. <i>Etiologie</i> | 107 |
| B.9.2. <i>Clinique</i> | 107 |
| B.9.3. <i>Lésions</i> | 107 |
| B.9.4. <i>Traitement</i> | 107 |
| B.9.5. <i>Pronostic</i> | 107 |
| B.9.6. <i>Prévention</i> | 107 |
| B.10. Maladies ne touchant pas un organe spécifique | 108 |
| B.10.1. <i>Nécrobacillose ou syndrome « lumpy jaw »</i> | 108 |
| B.10.2. <i>Tuberculose</i> | 114 |
| B.10.3. <i>Herpès virose</i> | 115 |
| B.10.4. <i>Toxoplasmose</i> | 116 |
| B.10.5. <i>Néoplasie</i> | 117 |
| CONCLUSION | 118 |
| CONCLUSION | 119 |
| BIBLIOGRAPHIE | 121 |

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Carte

| | |
|---|----|
| Carte 1 : L'Australie et ses territoires..... | 27 |
|---|----|

Figures

| | |
|--|-----|
| Figure 1 : Doigts du membre antérieur droit de <i>M. rufogriseus</i> | 22 |
| Figure 2 : Doigts du membre postérieur gauche de <i>M. rufogriseus</i> | 22 |
| Figure 3 : Tête (profil) de <i>M. rufogriseus</i> | 23 |
| Figure 4 : Conformation d'un animal du genre <i>Macropus</i> : <i>M. fuliginosus</i> | 30 |
| Figure 5 : <i>M. eugenii</i> | 33 |
| Figure 6 : <i>M. parma</i> | 33 |
| Figure 7 : <i>M. agilis</i> | 33 |
| Figure 8 : <i>M. rufogriseus</i> | 33 |
| Figure 9 : <i>M. dorsalis</i> | 33 |
| Figure 10 : <i>M. parryi</i> | 33 |
| Figure 11 : <i>M. irma</i> | 34 |
| Figure 12 : <i>M. greyi</i> | 34 |
| Figure 13 : <i>M. giganteus</i> | 34 |
| Figure 14 : <i>M. fuliginosus</i> | 34 |
| Figure 15 : <i>M. rufus</i> | 34 |
| Figure 16 : <i>M. robustus</i> | 35 |
| Figure 17 : <i>M. antilopinus</i> | 35 |
| Figure 18 : <i>M. bernardus</i> | 35 |
| Figure 19 : Groupe de <i>M. giganteus</i> | 36 |
| Figure 20 : Silhouettes de <i>M. rufus</i> en déplacement..... | 39 |
| Figure 21 : Vue latérale de crâne de <i>M. giganteus</i> montrant sa dentition..... | 42 |
| Figure 22 : Schéma de l'estomac de <i>M. rufogriseus</i> | 43 |
| Figure 23 : Appareil génital d'une femelle du genre <i>Macropus</i> | 44 |
| Figure 24 : Nouveau-né <i>M. eugenii</i> fixé à la tétine | 47 |
| Figure 25 : Logement du groupe de <i>M. rufus</i> et <i>M. rufogriseus</i> au parc zoologique CERZA : enclos et abri | 54 |
| Figure 26 : Intérieur de l'abri du groupe de <i>Macropus</i> au parc zoologique CERZA | 54 |
| Figure 27 : Groupe de mâles <i>M. rufus</i> au zoo CERZA | 57 |
| Figure 28 : <i>Macropus rufus</i> au zoo CERZA | 58 |
| Figure 29 : <i>Cereopsis novaehollandiae</i> et <i>Macropus rufogriseus</i> au zoo CERZA..... | 58 |
| Figure 30 : <i>Cygnus atratus</i> au zoo CERZA | 58 |
| Figure 31 : <i>Dromaius novaehollandiae</i> au zoo CERZA..... | 58 |
| Figure 32 : <i>M. rufus</i> maintenu au sol | 68 |
| Figure 33 : <i>M. rufogriseus</i> maintenu au sol (variante)..... | 68 |
| Figure 34 : <i>M. rufogriseus</i> soulevé du sol | 68 |
| Figure 35 : <i>M. rufogriseus</i> porté..... | 68 |
| Figure 36 : Maladie périodontale, dépôts de tartre et régression gingivale chez <i>M. fuliginosus</i> | 104 |
| Figure 37 : Abscès mandibulaire gauche chez <i>M. rufogriseus</i> | 110 |

Tableaux

| | |
|--|------------|
| <i>Tableau 1 : Espèces du genre Macropus : noms communs et synonymes</i> | <i>25</i> |
| <i>Tableau 2 : Localisation et habitat à l'état sauvage des espèces représentant le genre Macropus.....</i> | <i>28</i> |
| <i>Tableau 3 : Mensurations et poids d'individus adultes des espèces du genre Macropus.....</i> | <i>29</i> |
| <i>Tableau 4 : Morphologie des espèces du genre Macropus.....</i> | <i>31</i> |
| <i>Tableau 5 : Paramètres relatifs à la reproduction chez quelques espèces appartenant au genre Macropus</i> | <i>47</i> |
| <i>Tableau 6 : Effectifs en captivité des différentes espèces appartenant au genre Macropus.....</i> | <i>52</i> |
| <i>Tableau 7 : Ordre de grandeur des besoins journaliers en azote, en fibres, en protéines et en vitamine E.....</i> | <i>56</i> |
| <i>Tableau 8 : Paramètres d'élevage artificiel selon l'âge du jeune M. rufogriseus.....</i> | <i>61</i> |
| <i>Tableau 9 : Records d'âge enregistrés chez des individus captifs du genre Macropus</i> | <i>61</i> |
| <i>Tableau 10 : Protocoles de sédation des espèces appartenant au genre Macropus.....</i> | <i>69</i> |
| <i>Tableau 11 : Principaux protocoles d'anesthésie générale fixe chez les Macropodidés.....</i> | <i>70</i> |
| <i>Tableau 12 : Protocoles d'anesthésie générale fixe chez plusieurs espèces du genre Macropus.....</i> | <i>71</i> |
| <i>Tableau 13 : Protocoles d'anesthésie gazeuse à l'isoflurane chez les espèces du genre Macropus.....</i> | <i>73</i> |
| <i>Tableau 14 : Protocole possible de téléanesthésie.....</i> | <i>73</i> |
| <i>Tableau 15 : Protocoles de tranquillisation longue durée chez les espèces du genre Macropus.....</i> | <i>74</i> |
| <i>Tableau 16 : Valeurs de paramètres hématologiques chez 5 espèces du genre Macropus.....</i> | <i>78</i> |
| <i>Tableau 17 : Valeurs de paramètres biochimiques sanguins chez 5 espèces du genre Macropus.....</i> | <i>79</i> |
| <i>Tableau 18 : Valeurs de paramètres biochimiques chez M. eugenii adultes et juvéniles.....</i> | <i>80</i> |
| <i>Tableau 19 : Principales molécules thérapeutiques utilisables et leur posologie.....</i> | <i>83</i> |
| <i>Tableau 20 : Causes de mortalité chez les wallabies du zoo de Mulhouse.....</i> | <i>86</i> |
| <i>Tableau 21 : Sites de lésions chez 27 wallabies M. rufogriseus atteints de nécrobacillose.....</i> | <i>111</i> |

INTRODUCTION

Les kangourous et wallabies sont de plus en plus détenus en captivité ; ils intriguent et amusent par leurs particularités : leur poche et leur mode de locomotion, le saut. Ces Marsupiaux appartiennent à un taxon, le genre *Macropus*. Quels sont les besoins en captivité de ce groupe si différent des autres Mammifères ? Comment faire correspondre ses conditions de maintien en captivité à sa physiologie propre et les rapprocher le plus possible de celles de son milieu naturel ? Quels sont les principaux problèmes pathologiques rencontrés avec ces animaux en captivité ? La question principale est donc : comment gérer un groupe d'individus du genre *Macropus* en captivité ?

Dans une première partie, nous envisagerons de replacer le genre *Macropus* dans la classification animale afin de dégager les principales caractéristiques anatomiques et physiologiques de ce groupe et des espèces le composant. Celles-ci nous aideront à définir les besoins en captivité de ces animaux et à comprendre leur pathologie. Puis, nous étudierons les conditions de maintien en captivité de ces espèces, notamment les facteurs zootechniques à respecter en vue d'un état d'entretien et de bien-être satisfaisant. Ensuite, nous décrirons l'approche médicale complète de ces espèces. Dans une dernière partie, nous traiterons de leur pathologie en captivité.

1^{ÈRE} PARTIE :

CARACTÈRES

GÉNÉRAUX

Afin de comprendre les besoins et la pathologie en captivité des animaux appartenant au genre *Macropus*, il est nécessaire d'en connaître les bases anatomiques et physiologiques. Pour cela, il faut situer le genre *Macropus* dans la classification animale, préciser les principales caractéristiques de ce genre et fournir des données propres à chaque espèce appartenant à ce genre.

A. TAXONOMIE

Le genre *Macropus* est replacé dans la classification animale en décrivant les taxons auquel il appartient, du plus vaste au plus précis.

A.1. Vertébrés

Les Vertébrés, par opposition aux Invertébrés, se caractérisent par la présence d'une colonne vertébrale. Ils ne constituent qu'une infime partie des espèces animales actuellement connues : ils ne représentent que 3% des animaux. [15, 116]

A.2. Classe des Mammifères

Les animaux du genre *Macropus* appartiennent à la classe des Mammifères puisqu'ils présentent les caractéristiques suivantes [8, 15] :

- la peau porte des poils qui peuvent être modifiés (piquants, vibrisses...) ou non (fourrure) ;
- la nutrition du petit s'effectue par du lait produit par les glandes mammaires ;
- la température de leur corps est maintenue constante par un système de régulation faisant intervenir l'hypothalamus : il s'agit du phénomène d'homéothermie ;
- le maxillaire inférieur est directement attaché au crâne et n'est constitué que d'un seul os, ce qui lui confère une grande puissance ; il exécute des mouvements compliqués de mastication.
- la denture est hétérodonte pour l'adulte avec trois types de dents : incisives, canines, dents jugales (molaires et prémolaires) ; ainsi, elle est adaptée au régime alimentaire.

A.3. Sous-classe des Thériens

Selon le mode de reproduction, on distingue trois groupes de Mammifères. Tous ont une fécondation interne mais la suite du développement diffère [8, 15].

Le premier groupe correspond à la sous-classe des Non-Thériens (Mammifères ovipares). Il est constitué par les animaux de l'ordre des Monotrèmes : famille des *Ornithorynchidae* et *Tachyglossidae* (ou Echidnés). Actuellement, il n'en existe plus que trois espèces.

Le deuxième groupe correspond à la sous-classe des Thériens (Mammifères vivipares). Il est divisé en deux infra-classes :

- les Métathériens avec l'unique super-ordre des Marsupiaux ;
- les Euthériens ou Placentaires qui sont les plus représentés avec 20 ordres. Le fœtus se développe dans l'utérus de la mère. Les échanges mère-fœtus se font par l'intermédiaire

d'un véritable placenta. Le nouveau-né est beaucoup plus développé que chez les Marsupiaux.

A.4. Super ordre des Marsupiaux

Les Marsupiaux actuels sont endémiques en Amérique et en Australie-Nouvelle-Guinée. Leur répartition géographique à l'état sauvage est donc limitée.

Il existe une certaine diversité au sein de ce super ordre. En effet, ils peuvent avoir des habitats (désert, forêt...) et des modes de vie (terrestre, arboricole, souterrain, aquatique ou aérien) très divers. Leur régime alimentaire est spécialisé selon les espèces en insectivore, carnivore ou herbivore. Leur longueur totale (queue comprise) varie de 10 cm (*Ningauï ridei*) à plus de 2,50 m (*Macropus rufus*). [8, 15, 116]

A.4.1. Caractères généraux des Marsupiaux

Les Marsupiaux se distinguent des autres Mammifères par plusieurs critères zoologiques, le principal étant la reproduction, notamment avec la présence d'une poche appelée marsupie à laquelle ils doivent leur nom de Marsupiaux.

- **Système de reproduction**

- Femelle :

La plupart des femelles marsupiales possèdent une poche abdominale appelée marsupie. Elle est généralement ventrale. Il s'agit simplement d'un repli de peau soutenu par deux os épipubiens (appelés os marsupiaux) à proximité de l'orifice urogénital. Elle est entourée d'un muscle qui en assure la fermeture : le *sphincter marsupii*.

L'appareil génital femelle comprend deux ovaires, deux oviductes et deux utérus et vagins séparés. Ces derniers ne fusionnent pas, contrairement aux euthériens, car les uretères ont une position médiale par rapport à eux. Chaque utérus se poursuit par un vagin. Les deux vagins débouchent dans le cloaque qui correspond également à la terminaison du tube digestif.

La gestation est très courte. Le placenta, système d'échange différencié à partir de la membrane externe de l'œuf, n'existe pas. Ce sont les annexes fœtales qui assurent la nutrition de l'embryon ; il s'agit plus précisément du sac vitellin, d'où le terme de « placentation vitelline ». A la naissance, le nouveau-né est très peu développé, sans poil et aveugle. Il gagne la marsupie dans laquelle il achève son développement, accroché à la mamelle, pendant une période de lactation assez longue. [25, 61]

- Mâle

L'appareil génital mâle présente un scrotum antérieur au pénis. Le canal déférent passe latéralement à l'uretère et non médialement comme chez les Euthériens. La prostate et les glandes bulbo-urétrales sont les seules glandes accessoires de l'appareil génital du mâle. [25]

- **Présence d'un cloaque**

La différence systématique entre les Marsupiaux et les Euthériens est la terminaison des systèmes gastro-intestinal et urogénital : elle est séparée en deux orifices chez les Euthériens et commune chez les Marsupiaux chez qui elle correspond au cloaque. [28]

- Dentition

Le nombre de dents est élevé (généralement de 40 à 50) et supérieur à celui des Euthériens. La denture est hétérodonte. Mâchoires inférieure et supérieure ne portent pas le même nombre d'incisives. On compte souvent 7 dents jugales. La formule dentaire basique est $I^5_4 C^1_1 PM^3_3 M^4_4$ soit 50 dents. Selon les espèces, le nombre de dents varie beaucoup avec une tendance pour la réduction. On considère qu'il n'y a qu'une seule dent de lait, PM3. [20]

- Cerveau

Les circonvolutions des hémisphères cérébraux sont généralement simples. Il n'y a pas de corps calleux. [8]

- Métabolisme

Le niveau du métabolisme basal des Marsupiaux est relativement bas par rapport à celui des Euthériens : sa valeur est en moyenne 30% plus basse que celle d'un Mammifère euthérien de même poids. Il en résulte une température corporelle également basse. [96]

- Sens

L'ouïe et l'odorat sont bien développés. [8]

A.4.2. Classification des Marsupiaux

Il existe différentes classifications des Marsupiaux. Nous utiliserons celle de Kirsch qui est essentiellement basée sur des données sérologiques. [84]

Le super-ordre des Marsupiaux est divisé en 3 ordres :

- ordre *Polyprotodontia* (Marsupiaux les plus primitifs) ;
- ordre *Paucituberculata* ;
- ordre *Diprotodontia* (Marsupiaux herbivores les plus spécialisés, dont le genre *Macropus*).

A.5. Ordre des *Diprotodontia* [84]

A.5.1. Caractéristiques des *Diprotodontia*

Les animaux appartenant à l'ordre des *Diprotodontia* se caractérisent par le fait que deux des doigts de leurs pieds sont syndactyles.

Leur dentition est particulière :

- il n'y a pas de canine inférieure ;
- la première incisive inférieure est de grande taille et a une position presque horizontale ;
- chaque demi-mâchoire supérieure porte au maximum 3 incisives.

A.5.2. Classification des *Diprotodontia*

L'ordre des Diprotodontia comprend 3 super-familles :

- super-famille des *Vombatoidea* ;
- super-famille des *Phalangeroidea* ;
- super-famille des *Tarsipedoidea* ;

A.6. Super-famille des *Phalangeroidea*

Les animaux du genre *Macropus* appartiennent à la super-famille des *Phalangeroidea*. Quatre familles la constituent [84] :

- famille des *Phalangeridae* ;
- famille des *Petauridae* ;
- famille des *Burramyidae* ;
- famille des *Macropodidae*.

A.7. Famille des *Macropodidae*

Le genre *Macropus* appartient à la famille des *Macropodidae*.

A.7.1. Caractéristiques des *Macropodidae*

- **Morphologie**

Leur taille peut varier de celle d'un Rat à celle d'un Homme (longueur du corps, queue non comprise : 23,5 cm chez le Rat musqué-kangourou *Hypsiprymnodon moschatus* à 166 cm chez le Kangourou roux *Macropus rufus*).

Leur tête, petite proportionnellement au corps, porte de grandes oreilles.

Le pelage corporel est très divers mais il est le plus souvent épais. La queue, souvent longue et puissante, est couverte de poils sauf chez le Rat musqué-kangourou *Hypsiprymnodon moschatus*. Elle est non préhensile. [30]

- **Locomotion et membres**

Les membres antérieurs, courts et fluets, se terminent par une main composée de cinq doigts subégaux armés de griffes puissantes (cf. fig. 1).

Les membres postérieurs sont plus développés. Les pieds sont allongés. Ainsi, *Macropodidae* signifie littéralement en grec « grands pieds ». Exception faite du Rat musqué-kangourou *Hypsiprymnodon moschatus*, il n'y a pas de premier orteil. Les deuxième et troisième orteils, petits, sont dans une enveloppe tégumentaire commune mais ont des griffes séparées utilisées pour le nettoyage. Le quatrième orteil est le plus fort. Le cinquième orteil est de taille intermédiaire (cf. fig. 2).

A part *Hypsiprymnodon* et *Dendrolagus*, tous les représentants des Macropodidés se déplacent par sauts bipèdes. La queue leur sert de balancier. Leur course peut atteindre jusqu'à 20 km/h avec une dépense d'énergie inférieure à celle des quadrupèdes. [116]



Figure 1: Doigts du membre antérieur droit de *M. rufogriseus*.
(photo personnelle)



Figure 2: Doigts du membre postérieur gauche de *M. rufus*.
(photo personnelle)

- Alimentation et système digestif

A part le Rat musqué-kangourou *Hypsiprymnodon moschatus* qui est également insectivore, les Macropodidés sont herbivores. La denture est adaptée à ce régime alimentaire. La formule dentaire est $I^3_1 C^{0-1}_0 PM^2_2 M^4_4$ soient 32-34 dents.

L'incisive inférieure, très développée et dirigée vers l'avant, a une croissance continue. Les incisives sont séparées des dents jugales par un large diastème contenant éventuellement sur la mâchoire supérieure une canine. Il n'y a jamais de canines sur la mâchoire inférieure.

Les dents jugales sont larges, ce qui permet un broyage efficace des aliments.

Chez la plupart des Macropodidés, on peut observer le phénomène de progression molaire. Il est présent chez toutes les espèces appartenant au genre *Macropus*. Il permet une efficacité quasi-constante toute la vie de l'animal du meulage des végétaux assuré par les molaires. [20] (cf. 1^{ère} partie, C.2.6.)

Les Macropodidés ont une fermentation stomacale : l'estomac en forme de sac a une taille importante. C'est le lieu de la fermentation. La digestion est bactérienne et peut être rapprochée de celle des ruminants. [89]

- Reproduction

La poche est toujours bien développée. L'orifice est dirigé vers l'avant. On compte quatre mamelles mais il n'y en a souvent que deux qui donnent du lait.

Au terme d'une gestation de 30 à 40 jours, un seul petit (rarement deux et très rarement trois) naît. S'en suit une longue période de portée dans la marsupie au cours de laquelle le jeune poursuit son développement.

Chez la plupart des Macropodidés, on observe le phénomène de diapause embryonnaire. Après la naissance du premier jeune, la femelle s'accouple de nouveau.

L'embryon issu de cet accouplement se développe jusqu'au stade d'environ 100 cellules. C'est à ce moment que la diapause embryonnaire se produit : l'embryon reste à ce stade jusqu'à ce que le premier jeune quitte la poche, meurt ou soit abandonné. Alors l'embryon reprend son développement et peut bientôt naître. D'après une première théorie, ceci permet à la femelle d'avoir une seconde chance en période de reproduction dans le cas où son premier jeune meurt (conditions climatiques difficiles...). Une autre théorie considère la diapause embryonnaire comme un moyen de répartir dans le temps l'occupation de la poche. [30]

A.7.2. Classification des *Macropodidae*

La famille des *Macropodidae* compte en tout 15 genres et 54 espèces présentes dans la région australienne (c'est-à-dire Australie, Tasmanie et petites îles voisines) et en Nouvelle Guinée. Elles sont réparties en deux sous-familles [84] :

- sous-famille des *Potorinae* : les Rats-kangourous ;
- sous-famille des *Macropodinae* : les Macropodinés.

A.8. Sous-famille des *Macropodinae*

La sous-famille des *Macropodinae* comprend le genre *Macropus*.

A.8.1. Caractéristiques des *Macropodinae* [8]

- Morphologie

Les membres sont extrêmement disproportionnés. Leur poids s'échelonne de 1,3 kg à 90 kg et leur longueur totale (queue comprise) varie de 6,5 cm (genre *Onychogalea*) à 280 cm (*Macropus rufus*).

Le dimorphisme sexuel est généralement marqué à l'opposé des *Potorinae*. Les mâles sont souvent de plus grande taille.

La tête est longue avec un museau souvent pointu. [8]

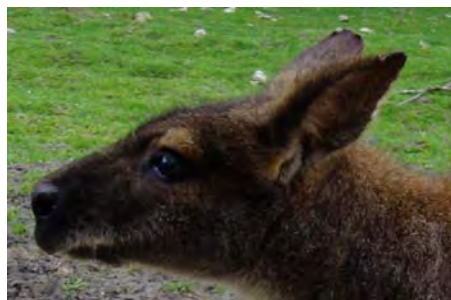


Figure 3: Tête (profil) de *M. rufogriseus*.
(photo personnelle)

- Dentition

Les canines sont absentes ou présentes sous forme de vestige [8].

A.8.2. Classification des *Macropodinae*

La sous-famille des *Macropodinae* est sub-divisée d'après Kirsch en plusieurs genres [84] :

- genre *Onychogalea* : wallabies à queue écailleuse ;
- genre *Lagorchestes* : wallabies lièvres ;
- genre *Setonix* : quokka ou kangourou à queue courte ;
- genre *Lagostrophus* : wallaby lièvre rayé ;
- genre *Thylogale* : padémélons ;
- genre *Petrogale* : wallabies de rochers ;
- genre *Dendrolagus* : dendrolagues ou kangourous arboricoles ;
- genre *Dorcopsis* : wallabies des forêts de Nouvelle-Guinée ;
- genre *Macopus* : wallabies, wallarous et kangourous ;
- genre *Wallabia* : wallaby bicolore.

B. ETUDE LIMITEE AU GENRE *MACROPUS*

Le genre *Macropus* constitue un taxon ayant évidemment des caractères propres. Pour pouvoir avoir une bonne gestion en captivité de ces espèces, il est nécessaire de connaître leurs conditions de vie dans leur milieu naturel afin d'avoir des facteurs zootechniques appropriés correspondant le plus possible à leur milieu naturel.

B.1. Les différentes espèces appartenant au genre *Macropus*

Le genre *Macropus* est représenté par :

- les wallabies : *Macropus eugenii*, *Macropus parma*, *Macropus agilis*, *Macropus rufogriseus*, *Macropus dorsalis*, *Macropus parryi*, *Macropus irma*, *Macropus greyi* ;
 - les kangourous : *Macropus giganteus*, *Macropus fuliginosus*, *Macropus rufus* ;
 - les wallarous : *Macropus robustus*, *Macropus antilopinus*, *Macropus bernadus* ;
- soient 14 espèces [84].

Le tableau 1 récapitule les différentes dénominations (noms scientifiques et communs en français et anglais) des 14 espèces appartenant au genre *Macropus*.

Tableau 1 : Espèces du genre *Macropus* : noms communs et synonymes. [8, 84]

| Espèces | Noms communs français | Noms communs anglais |
|-----------------------------|--|--|
| <i>Macropus eugenii</i> | Wallaby de l'île d'Eugène | Tammar wallaby |
| <i>Macropus parma</i> | Wallaby de Parma | Parma wallaby |
| <i>Macropus agilis</i> | Wallaby agile | Agile wallaby |
| <i>Macropus rufogriseus</i> | Wallaby à cou rouge Wallaby de Bennett | Red-necked wallaby Bennet's wallaby |
| <i>Macropus dorsalis</i> | Wallaby à raie noire | Black-striped wallaby |
| <i>Macropus parryi</i> | Wallaby de Parry | Whiptail wallaby |
| <i>Macropus irma</i> | Wallaby d'Irma Wallaby en brosse de l'ouest | Western brush wallaby |
| <i>Macropus greyi</i> | Wallaby gris Wallaby de Grey | Toolache wallaby |
| <i>Macropus giganteus</i> | Kangourou géant Kangourou gris de l'est | Eastern gray kangaroo Great gray kangaroo |
| <i>Macropus fuliginosus</i> | Kangourou gris de l'ouest | Western gray kangaroo |
| <i>Macropus rufus</i> | Kangourou roux | Red kangaroo |
| <i>Macropus robustus</i> | Kangourou euro Wallarou | Wallaroo Euro |
| <i>Macropus antilopinus</i> | Kangourou antilope | Antilopine wallaroo |
| <i>Macropus bernadus</i> | Wallarou noir | Black wallaroo |

B.2. Milieu de vie

Toutes les espèces du genre *Macropus* vivent en région australienne (Australie, Tasmanie et petites îles voisines).

B.2.1. Habitat

- **Situation de l'Australie**

L'Australie, île gigantesque de plus de 7 000 000 km², est située dans l'hémisphère sud ; elle est traversée par le tropique du Capricorne. Elle est bordée à l'ouest par l'océan Indien, au sud par l'océan Antarctique (mer de Tasmanie et mer de Corail) et au nord par la mer d'Arafura et la mer de Timor.

- **Relief et climat de la région australienne**

L'Australie peut être divisée en trois régions sur le plan géomorphologique :

- un immense plateau (bouclier australien) couvrant les deux tiers du pays (ouest et centre du pays) ; il s'agit de déserts rudes et rocailleux ;
- une vaste région de plaines alluviales au centre-est du pays ;
- une cordillère (*Great Driving Range*) le long de la côte est, composée de plateaux et de montagnes.

C'est le continent le plus sec : 39% du continent est sous un climat désertique ; dans ces régions, les années de sécheresse totale sont courantes. Par contre, la côte est de l'Australie et la cordillère sont bien arrosées. L'extrême nord du continent ou Top end est une région tropicale soumise à l'influence des moussons. L'Australie a, dans l'ensemble, des températures élevées : les étés sont très chauds (le nord a des températures plus basses) et les hivers sont souvent assez doux. Cependant, la Tasmanie, située à la pointe sud de l'Australie, a un climat tempéré et froid : l'île reçoit toute l'année des précipitations avec des étés chauds et des hivers très froids. [9, 56]

- **Territoires de la région australienne**

L'Australie est composée de plusieurs territoires : Nouvelles Gales du Sud, Territoire du nord, Australie méridionale, Queensland, Australie occidentale, Nouvelle Guinée et Tasmanie (cf. carte 1).

- **Habitat**

L'habitat varie beaucoup au sein du genre *Macropus*. La plupart des wallabies vivent dans une végétation dense pour se cacher mais cherchent leur alimentation en savane ou clairière.



Carte 1: L'Australie et ses territoires. [82]

New South Wales : Nouvelles Gales du Sud
 Northern Territory : Territoire du nord
 South Australia : Australie méridionale
 Queensland : Queensland
 Western Australia : Australie occidentale
 New Guinea : Nouvelle Guinée
 Tasmania : Tasmanie

B.2.2. Répartition

Le tableau 2 récapitule les zones de répartition des espèces du genre *Macropus* et précise l'habitat correspondant à ces régions.

Tableau 2: Localisation et habitat à l'état sauvage des espèces représentant le genre *Macropus*. [67, 84]

| Espèces | Habitat | Localisations |
|-----------------------|--|---|
| <i>M. eugenii</i> | Forêt et régions boisées | Australie occidentale (sud-ouest) Australie méridionale (sud) Iles côtières |
| <i>M. parma</i> | Forêt humide | Nouvelles Galles du Sud (est) |
| <i>M. agilis</i> | Etendues découvertes | Nouvelle Guinée (sud) Australie occidentale (nord-est) Territoire du Nord (nord) Queensland (sud et est) |
| <i>M. rufogriseus</i> | Bois, broussailles | Régions côtières de l'est du Queensland au sud-est de l'Australie méridionale Tasmanie Plusieurs îles |
| <i>M. dorsalis</i> | Forêt humide et broussailles | Queensland (sud-est) Nouvelles Galles du Sud (est) |
| <i>M. parryi</i> | Pays accidenté et montagneux | Queensland (est) Nouvelles Galles du Sud (nord-est) |
| <i>M. irma</i> | Etendues découvertes | Australie occidentale (sud-ouest) |
| <i>M. greyi</i> | Cavernes | Australie méridionale (sud-est) Victoria |
| <i>M. giganteus</i> | Forêt et régions boisées | Queensland (est et centre) Nouvelles Galles du Sud Victoria Ile Kangourou |
| <i>M. fuliginosus</i> | Forêt et régions boisées | Du sud de l'Australie occidentale au centre des Nouvelles Galles du Sud et à l'ouest du Victoria Ile Kangourou |
| <i>M. rufus</i> | Savane ou plaine herbeuse | Toute l'Australie sauf l'extrême nord, la côte est et l'extrême sud-ouest |
| <i>M. robustus</i> | Montagne ou région rude, terrains rocheux | Toute l'Australie sauf la Tasmanie |
| <i>M. antilopinus</i> | Savane ou plaine herbeuse | Du nord-est de l'Australie occidentale au nord du Queensland |
| <i>M. bernadus</i> | Montagne ou région rude | Territoire du Nord (nord) |

B.3. Morphologie

B.3.1. Taille ; poids

Les mensurations et poids d'individus adultes du genre *Macropus* sont repris dans le tableau 3.

Tableau 3 : Mensurations et poids d'individus adultes des espèces du genre *Macropus*. [8, 12, 84]

| Espèces | Longueur de la tête et du corps (mm) (1) | | Longueur de la queue (mm) (2) | | Poids (kg) | |
|-----------------------|---|----------|----------------------------------|----------|------------|----------|
| | Mâles | Femelles | Mâles | Femelles | Mâles | Femelles |
| <i>M. eugenii</i> | 590-680 | 520-630 | 380-450 | 330-440 | 4-10 | 4-6 |
| <i>M. parma</i> | 480-530 | 450-530 | 490-540 | 400-510 | 4,1-5,9 | 3,2-4,8 |
| <i>M. agilis</i> | 715-925 | 590-720 | 690-850 | 590-700 | 16-27 | 9-16 |
| <i>M. rufogriseus</i> | 710-920 | 660-830 | 690-870 | 620-790 | 15-26,8 | 11-15,5 |
| <i>M. dorsalis</i> | 800 | 700 | 600-830 | 540-615 | 18-20 | 6-11 |
| <i>M. parryi</i> | ≤ 925 | ≤ 755 | 860-1045 | 730-860 | 14-26 | 7-15 |
| <i>M. irma</i> | 1200 | 1200 | 540-970 | 540-970 | 7-9 | 7-9 |
| <i>M. greyi</i> | 800-810 | 840 | 725-730 | 710 | 8 | 8 |
| <i>M. giganteus</i> | 1050-1400 | 850-1200 | 950-1000 | ≈ 750 | 35-95 | 15-40 |
| <i>M. fuliginosus</i> | | | | | 30-85 | 14,5-35 |
| <i>M. rufus</i> | 1300-1600 | 850-1050 | 1000-1200 | 650-850 | 23-95 | 17-35 |
| <i>M. robustus</i> | 1000-1400 | 750-1000 | 800-900 | 600-700 | 25-55 | 16-25 |
| <i>M. antilopinus</i> | | | | | 30-60 | 16-20 |
| <i>M. bernadus</i> | 595-725 | 645 | 545-640 | 575 | 19-22 | 13 |

(1) : mesure prise en ligne droite depuis le bout du nez jusqu'à la naissance de la queue, l'animal étant placé sur le dos.

(2) : mesure prise depuis la naissance de la queue jusqu'au bout du dernier segment osseux de la queue.

(1) (2) : précision de 5 cm.

Le plus lourd des *Macropus* est *M. rufus* (jusqu'à 95 kg) alors que les plus légers sont *M. parma* et *M. eugenii* (3-6 kg).

Les wallabies du genre *Macropus* sont généralement plus petits que les kangourous et les wallarous. Les différentes espèces de wallabies ont une taille et un poids voisins : environ 700 à 800 mm de longueur de tête et corps, 600 à 700 mm de longueur de queue et un poids moyen de 20 kg pour les mâles et 12 kg pour les femelles. *M. parma* et *M. eugenii*, qui sont de taille inférieure, font exception à cette règle.

Bien qu'en moyenne plus petits que les kangourous, les wallarous sont plus massifs qu'eux. *M. antilopinus* est le plus gros des wallarous alors que *M. bernadus* est le plus petit.

B.3.2. Conformation

Chez les animaux du genre *Macropus*, la partie arrière du corps est puissante et musclée. La queue sert de balancier et de point d'appui lors des déplacements ; elle est utilisée comme troisième membre quand l'animal est assis.

La tête est petite proportionnellement au reste du corps et les oreilles sont grandes. (cf. fig. 4)

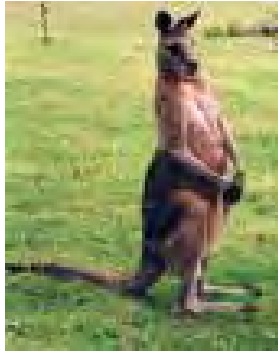


Figure 4 : Conformation d'un animal du genre *Macropus* : *M. fuliginosus*.
(www.animaldiversity.ummz.umich.edu)

B.3.3. Fourrure ; couleur

Chez les kangourous et wallarous, la fourrure est généralement épaisse et grossière. Elle est particulièrement longue et hirsute chez les wallarous.

Le museau est entièrement couvert de poils chez *M. fuliginosus* et *M. giganteus*, partiellement chez *M. rufus* et complètement dénudé chez les wallarous.

Chaque espèce du genre *Macropus* présente des caractéristiques morphologiques notamment au niveau de son pelage (cf. tabl. 4, fig. 5, fig. 6, fig. 7, fig. 8, fig. 9, fig. 10, fig. 11, fig. 12, fig. 13, fig. 14, fig. 15, fig. 16, fig. 17, fig. 18). Certaines ont un dimorphisme sexuel (cf. tabl. 4).

Tableau 4 : Morphologie des espèces du genre *Macropus*. [8, 30, 67, 84]

| Espèces | Couleur du pelage | Caractères spécifiques | Dimorphisme sexuel |
|-----------------------|--|---|---|
| <i>M. eugenii</i> | Brun-gris ; souvent roux au niveau des épaules et des membres | Queue grise à extrémité noire ; museau dénudé | Oui Coloration rousse plus accentuée chez les mâles |
| <i>M. parma</i> | Brun dessus ; blanc dessous (gorge, poitrine et ventre) | Raie foncée dorsale s'étendant du cou aux épaules ; raie blanche sur la joue ; museau dénudé | Oui Mâles plus forts |
| <i>M. agilis</i> | Brun tirant sur le jaune | Raie blanche sur les joues et au niveau des hanches ; museau partiellement poilu | Oui Mâles beaucoup plus grands et forts |
| <i>M. rufogriseus</i> | Gris-brun dessus avec du roux au niveau de la nuque et des épaules ; blanc dessous | Extrémité des oreilles, pieds et museau noirs ; museau dénudé | Oui Taille et poids du mâle supérieur ; couleur du pelage plus terne chez la femelle |
| <i>M. dorsalis</i> | Gris-brun, plus foncé au niveau des épaules et plus clair latéralement ; blanc dessous | Raie dorsale brun foncé ; raie blanche au niveau des hanches ; queue grise très touffue, noire à l'extrémité | Oui Mâles plus lourds |
| <i>M. parryi</i> | Corps gris pâle en hiver, gris-brun en été ; ventre toujours gris-blanc | Longue raie faciale blanche très distincte, s'étendant du nez aux yeux ; raie marron sur le cou et les épaules ; bande blanche en croissant sur la hanche ; queue longue et fine, noire à l'extrémité ; oreilles marron à la base, blanches au milieu et noires aux extrémités ; museau noir dénudé | Oui Taille des mâles supérieure |
| <i>M. irma</i> | Bleu-gris, légèrement plus clair dessous | Raie blanche très distincte sur la face ; oreilles noires et blanches ; extrémité des membres noires ; museau partiellement poilu entre les narines ; queue avec crête de poils noirs | Non : même taille et apparence |

| | | | |
|-----------------------|---|--|--|
| <i>M. greyi</i> | Gris fauve dessus ; gris-blanc dessous | Raie blanche sur la face ; oreilles noires et blanches ; 10 à 12 légères bandes grisâtres sur la croupe ; queue avec crête de poils clairs | Non |
| <i>M. giganteus</i> | Gris argenté à gris-roux dessus ; blanc-gris à blanc dessous | Ebauche de rayure foncée sous l'œil ; arc clair au-dessus de l'œil ; extrémité de la queue noire ; museau légèrement poilu | Oui Taille du mâle nettement supérieure (jusqu'au double) |
| <i>M. fuliginosus</i> | Gris-brun clair à chocolat ; gorge et poitrine gris blanchâtre | Tache foncée s'étalant du sommet du museau jusqu'au front ; museau légèrement poilu | Oui Poids des mâles nettement supérieur |
| <i>M. rufus</i> | Mâles : brun tirant sur le roux voire roux vif Femelles : gris Mâles et femelles : blancs dessous (gorge, poitrine et ventre) (1) | Partie supérieure du museau couverte de poils ; tâches faciales blanches et noires ; pattes claires à extrémités noires ; extrémité de la queue claire | Oui Mensurations des mâles nettement supérieurs (poids pouvant être double) |
| <i>M. robustus</i> | Brun-roux à gris bleuté très foncé (paraissant noir) dessus, gris-blanc dessous | Membres noirs ; museau dénudé | Oui Pelage plus foncé chez les mâles ; poids nettement supérieur des mâles (le double voire plus) |
| <i>M. antilopinus</i> | Brun clair tirant sur le roux ou gris bleuté | Pelage court, grossier et peu fourni | Oui Mensurations des mâles nettement supérieurs (poids pouvant être double) |
| <i>M. bernadus</i> | Mâles : brun très foncé paraissant noir Femelles : gris, plus claires | Pattes et base de la queue plus foncées ; oreilles de petite taille | Oui Poids des mâles supérieur |

(1) : Dans certaines régions : mâles gris et femelles rousses.



Figure 11 : *M. irma*. [80]



Figure 12 : *M. greyi*. [80]



Figure 13 : *M. giganteus*. [2]



Figure 14 : *M. fuliginosus*. [2]



**Figure 15 : *M. rufus*.
(photo personnelle)**



Figure 5: *M. eugenii*. [82]



Figure 6 : *M. parma*. [3]



Figure 7: *M. agilis*. [3]



Figure 8 : *M. rufogriseus*.
(photo personnelle)



Figure 9 : *M. dorsalis*. [30]



Figure 10 : *M. parryi*. [3]



Figure 16 : *M. robustus*. [115]



Figure 17 : *M. antilopinus*. [114]

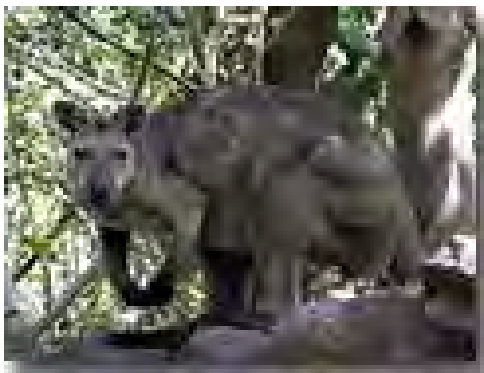


Figure 18 : *M. bernardus*. [113]

B.4. Mode de vie

Wallabies, kangourous et wallarous sont des espèces principalement crépusculaires ou nocturnes. Ils se nourrissent de la fin d'après-midi jusqu'au matin. Pendant la journée, ils se reposent et parfois se déplacent. S'ils sont excités ou s'il fait très chaud, ils humidifient leurs avant-bras et leurs mains. [30]

B.5. Régime alimentaire

Toutes les espèces du genre *Macropus* sont herbivores brouteurs. Certaines espèces peuvent rester sans eau pendant une longue période (2-3 mois pour *M. robustus*) [84].

B.6. Structure sociale

La structure sociale est variable chez les espèces appartenant au genre *Macropus* et ne semble pas dépendre de la taille, de la taxonomie ni de l'écologie des animaux.

Ainsi, on observe différents degrés d'organisation [84] :

- espèces solitaires : *M. parma*, *M. rufogriseus*, *M. robustus* ;
- espèces grégaires (formation de groupes organisés) : *M. agilis*, *M. dorsalis*, *M. parryi*, *M. giganteus* (cf. fig. 19), *M. fuliginosus*, *M. antilopinus* et *M. rufus* ;
- espèce avec une activité sociale intermédiaire : *M. eugenii*.



Figure 19 : Groupe de *M. giganteus*. [3]

B.7. Population dans le milieu naturel

B.7.1. Statuts dans le milieu naturel

L'IUCN a établi une « red list » correspondant à la liste des espèces menacées voire éteintes. Dans celle de 2004, cinq espèces du genre *Macropus* y figurent.

M. bernardus est classé LR (« low risk ») soit menacé mais faiblement depuis 1994. Sa population est stable. De même, *M. eugenii*, *M. irma* et *M. parma* sont classés LR.

M. greyi est considéré comme éteint dans la nature depuis 1924 et en captivité depuis 1937. [46]

B.7.2. Dangers dans le milieu naturel

Les kangourous, wallabies et wallarous rencontrent différents dangers dans leur milieu naturel. On peut citer l'intervention humaine :

- certaines espèces sont soumises à une chasse commerciale légale : tous les ans, un quota d'individus pouvant être abattus est fixé par le gouvernement australien (5,5 millions d'animaux en 2001) ; ainsi, depuis 1959, l'Australie exporte la viande et la peau de six espèces du genre *Macropus* (*M. rufus*, *M. giganteus*, *M. fuliginosus*, *M. robustus*, *M. parryi* et *M. rufogriseus*) à des fins commerciales ; le kangourou roux correspond à 50% du marché ;
- de nombreux kangourous sont abattus de façon illégale car ils sont accusés de s'attaquer aux plantations et de consommer l'herbe destinée au bétail ; on estime ce chiffre à 4,4 millions en 2001 ;
- il est fréquent que des kangourous soient tués sur la route par une voiture en Australie ;
- la perte de l'habitat, notamment la dégradation de la forêt est une autre menace importante ; c'est le cas de *M. bernardus* ;
- la compétition avec le bétail et l'introduction de prédateurs a des effets néfastes sur la population ; ceci a été l'un des facteurs conduisant à la disparition de *M. greyi*. [46]

C. DONNÉES PHYSIOLOGIQUES

L'étude de la physiologie des *Macropus* spp va nous permettre de mieux comprendre leurs besoins en captivité et leur pathologie.

C. 1. Les sens

C.1.1. La vision

La rétine est vascularisée chez *Macropus* spp.

Les cils de la paupière supérieure sont longs. L'iris est fin et uniformément marron. La pupille est circulaire.

La vue n'est pas très bonne. Les animaux du genre *Macropus* visualisent bien les mouvements mais mal les détails d'un champ de vision lointain. Ainsi, à une distance de 30 mètres, l'angle de vision de *M. rufus* est de 23°. [8, 109]

C.1.2. L'odorat et l'olfaction

L'olfaction est un sens très développé chez les espèces du genre *Macropus*. Le bulbe olfactif et l'organe voméro-nasal ont une taille importante. Ce sont des animaux macrosomatiques. En les observant, on constate qu'ils reniflent souvent leurs congénères ainsi que les urines et les fèces. On note également l'importance des phénomènes olfactifs pour la reproduction.

Des tests d'évitement à l'odeur (*odor-cued taste avoidance*) ont été réalisés sur des kangourous roux et ont conduit aux conclusions suivantes :

- cette méthode est testée et validée pour *M. rufus* ;
- *M. rufus* est capable de détection et de discrimination des odeurs. [44]

C.1.3. L'ouïe

L'ouïe est le sens le plus développé à distance. Le pavillon externe d'oreilles, d'assez grande taille, est très mobile et peut effectuer des rotations de 180°. [8]

C.2. La locomotion

C.2.1. Les différents types de déplacement [21, 30, 84]

Selon leur activité et leur vitesse de déplacement, le mode de locomotion diffère. Les deux principaux sont la démarche lente à 5 pieds et le saut bipède plus rapide.

- **Démarche à 5 pieds**

Quand ils paissent, les animaux du genre *Macropus* ont une démarche particulière, lente (<6 km/h), pouvant être qualifiée de « à 5 pieds ». Ils s'appuient d'abord sur leurs membres antérieurs et leur queue, avancent leurs membres postérieurs au niveau de leur membres antérieurs puis placent leurs membres antérieurs et leur queue plus loin en avant en s'appuyant sur leurs membres postérieurs. (cf. fig. 20)

- Saut bipède

Le saut est leur principal mode de locomotion. C'est une allure bipède leur permettant d'accélérer leur rythme de déplacement. Elle ne fait intervenir que les membres postérieurs et la queue qui a essentiellement un rôle de balancier et de gouvernail ; elle est placée en arrière du corps, presque horizontalement. Un saut mesure en moyenne 1,5 m de long à faible vitesse et 9 m quand la vitesse est élevée. La hauteur maximale est d'environ 1,5 m. Quelque soit la vitesse, la fréquence de saut est presque constante. Par contre, la durée du contact pieds-sol diminue avec la vitesse. Ainsi, c'est la longueur de chaque bond et non la fréquence de saut qui augmente avec la vitesse. La vitesse minimale est de 6 km/h, la vitesse maximale est de 48 km/h mais ne peut être maintenue que sur de courtes distances. (cf. fig. 20)

- Nage

Il faut noter que les kangourous, wallabies et wallarous sont de très bons nageurs.



Figure 20 : Silhouettes de *M. rufus* en déplacement : de la démarche lente à "5 pieds" (ligne du haut) à la démarche plus rapide, le saut bipède à vitesse faible (ligne du milieu) ou élevée (ligne du bas). [21]

- Rôle de la queue

Quelque soit le mode de locomotion, la queue a un rôle primordial de balancier, de gouvernail ou d'appui. De même, au repos, elle sert d'appui lorsque l'animal s'assoit.

C.2.2. Aspect énergétique

Le saut est un mode de locomotion très économique au niveau énergétique ; il est moins coûteux que la course d'animaux bipèdes ou quadrupèdes de taille similaire. D'autre part, il a été démontré chez *M. rufus* et plusieurs espèces de wallabies que le taux d'énergie métabolique consommée (J/kg/s) est le même que ce soit à vitesse lente (7 km/h) ou plus rapide (22 km/h). Ainsi, le coût du transport (J/kg/m) diminue avec la vitesse de saut. Par ailleurs, une autre étude a montré que les kangourous roux préfèrent se déplacer à des vitesses plus lentes pour éviter des stress trop forts au niveau de leurs tendons. Ceci semble se vérifier

surtout chez les grands kangourous ; par contre, les espèces plus petites risquent beaucoup moins la rupture de tendon.

En opposition, la démarche « à 5 pieds » consomme beaucoup d'énergie. [21, 60]

C.3. Le métabolisme et la thermorégulation

Le métabolisme basal vaut environ 70% de celui des Mammifères euthériens. La température corporelle est basse et constante, entre 35,5 et 36,5°C. Le mode de locomotion bipède, peu coûteux en énergie, est compatible avec ce faible métabolisme.

Les *Macropus* spp ont une thermorégulation très efficace. Différents mécanismes peuvent être mis en jeu : le halètement, la transpiration et le léchage des membres antérieurs. Le halètement est une respiration rapide, bouche ouverte ; c'est une perte de chaleur par évaporation au niveau de l'appareil respiratoire. Ceci peut se produire pendant l'exercice et le repos. Une autre moyen de maintenir leur température corporelle basse est de se lécher les bras et le poitrail, parfois les membres postérieurs ; en s'évaporant, la salive rafraîchit le corps. La zone léchée au niveau des avant-bras est assez réduite : elle correspond à une région où la vascularisation superficielle (donc les échanges de chaleur) est développée. La transpiration correspond à une perte de chaleur sous forme de vapeur par le tégument de l'ensemble du corps. Lors d'exercices, les trois mécanismes interviennent. Au repos, la dissipation de chaleur se fait tout d'abord par halètement ; le léchage est réalisé sous des fortes chaleurs ; on n'observe pas de transpiration au repos, ce qui permet une économie d'eau.

Certaines espèces (*M. robustus* notamment) s'abreuvent très peu. Des études ont permis d'expliquer ce fait : moins un animal boit, moins il perd la fraction azotée de son alimentation (végétaux) ; ceci lui permet de mieux profiter des plantes pauvres en protéines constituant son alimentation en milieu semi-désertique. [21, 60]

C.4. Physiologie cardio-respiratoire

C.4.1 Physiologie cardiaque [8, 12]

La fréquence cardiaque au repos des Macropodidés a une valeur légèrement inférieure à la moitié de celle des euthériens de taille comparable. En utilisant la formule suivante :

$F = 116 M^{-0,24}$ avec F : fréquence cardiaque au repos (battements/min)

M : masse corporelle (kg)

on obtient les valeurs suivantes : *M. rufus*, *M. robustus* : F=40

M. fuliginosus : F=47

M. eugenii : F=73.

La fréquence cardiaque de *M. rufogriseus* est de 125-150 battements/min.

Cette fréquence augmente lors d'efforts.

C.4.2. Physiologie respiratoire

La fréquence respiratoire au repos des espèces du genre *Macropus* a une valeur inférieure à celle des euthériens de taille similaire. Chez les adultes au repos, elle varie de 10 à 60 mouvements/min. Elle est d'autant plus élevée que l'effort physique est important. On peut la calculer pour un adulte avec la formule suivante :

$Fr = 22,1 M^{-0,26}$ avec F : fréquence respiratoire au repos (mouvements/min)
M : masse corporelle (kg)

C.5. Physiologie rénale

Les Marsupiaux urinent très souvent. Une fois émise, l'urine prend une coloration rouge, brune ou noire. Le pH urinaire normal varie de 6 à 8.

Lors de déshydratation, les pertes hydriques d'origine urinaire, fécale ou liées à l'évaporation sont très réduites. Ainsi, l'urine émise en période de sécheresse est très concentrée. Les espèces appartenant au genre *Macropus* sont constituées d'une quantité d'eau corporelle très importante. Elles peuvent survivre à d'importantes pertes de poids lorsque le contenu hydrique des plantes ne vaut que 30%. [53]

C.6. Physiologie digestive

Les kangourous, wallabies et wallarous sont des animaux brouteurs. L'herbe qu'ils consomment est plus ou moins abrasive et contient des fibres. La physiologie digestive des espèces du genre *Macropus* traduit cette caractéristique de leur alimentation, principalement à deux niveaux : leur dentition et l'organisation de leur tube digestif.

C.6.1. La dentition

La dentition est directement liée au régime alimentaire herbivore brouteur des espèces du genre *Macropus*.

- **Les dents**

La formule dentaire est $I^3_1 C^0_0 PM^2_2 M^4_4$ soient 32 dents.

La symphyse mandibulaire est cartilagineuse, d'où une mobilité relative des deux hémi-mâchoires inférieures. Les incisives sont tranchantes et interviennent dans la préhension des aliments (paissage). Elles ont une croissance continue. Quand la bouche est fermée, les incisives supérieures passent devant les incisives inférieures. Ces dernières se dirigent horizontalement vers l'avant. Il n'y a pas de canines ; les dents labiales et les dents jugales sont séparées par un long diastème (cf. fig. 21). Les prémolaires définitives, petites et tranchantes, ne sont présentes que chez les jeunes animaux. Les molaires, larges, ont quatre cuspides et deux ou trois racines. Elles permettent la mastication des plantes. [20]

Les dents jugales apparaissant en premier chez le jeune sont PMt2, PMt3 et M1. Puis les molaires font éruption successivement pendant toute la vie de l'animal. Les prémolaires (PMt2 et PMt3) tombent très tôt. PMt3 est la seule dent ayant un précurseur déciduel. Ainsi, seule PM3 est remplacée. Elle tombe lors de la progression molaire.



Figure 21 : Vue latérale de crâne de *M. giganteus* montrant sa dentition. [20]

- La progression molaire

La progression molaire existe chez toutes les espèces du genre *Macropus*. Elle est à relier à leur régime alimentaire. La chute des dents jugales rostrales laisse de l'espace et les anciennes molaires usées sur le site d'occlusion sont déplacées vers l'avant par de nouvelles molaires qui font éruption derrière elles. Chaque molaire prend la place de celle qui la précède ; la plus rostrale (donc la plus usée) tombe, et une nouvelle fait éruption caudalement. Ainsi, on a en permanence des dents qui font éruption caudalement, déplacent vers l'avant des dents jugales déjà présentes et plus ou moins usées, et les dents jugales les plus rostrales et les plus usées qui tombent. Ce phénomène se produit régulièrement tout au long de la vie. Ceci permet de maintenir une dentition donc un meulage efficace des végétaux ingérés de façon quasi-constante. Chez les vieux animaux, on peut n'avoir qu'une seule molaire par quadrant. Les animaux ayant une perte de dents jugales à cause d'une fracture ou d'une exérèse par exemple ont une poussée vers l'avant des dents jugales plus lente du côté atteint que du côté sain. [20, 89]

C.6.2. Organisation du tube digestif et digestion

- Notion de fermentation microbienne antérieure [86, 89]

Les Mammifères ne possèdent pas les enzymes endogènes nécessaires à la digestion des fibres végétales. Une fermentation anaérobie par des micro-organismes gastro-intestinaux symbiotiques leur permet une digestion de ces composants. Chez les Mammifères herbivores, deux principaux types de fermentation existent selon la localisation au niveau du tube digestif (antérieure ou postérieure). Les Macropodidés ont une digestion de type fermentation microbienne antérieure (ou stomacale) sans rumination. Elle existe chez d'autres animaux tels que les Hippopotames, les Colobes et les Paresseux. Elle est à différencier de la fermentation microbienne postérieure présente chez la plupart des autres Mammifères herbivores ; dans ce cas, la fermentation se produit au niveau des caeca (rongeurs, lagomorphes, koalas...) ou du colon (équidés, rhinocéros, éléphants...).

La fermentation microbienne a lieu dans l'estomac antérieur, on suppose essentiellement dans sa partie « tubuliforme » chez les espèces brouteuses telles les *Macropus*. Ainsi, la digestion est effectuée dans un premier temps par des organismes microbiens puis, dans un second temps seulement, par l'animal lui-même. Ces organismes utilisent des constituants protéiques et non protéiques pour synthétiser des acides aminés et des protéines, sources d'énergie pour l'hôte. Ce processus explique le fait que les animaux ayant ce type de fermentation soient moins sensibles que les autres à la composition en acides aminés des aliments ingérés.

- Structure et fonctionnement de l'estomac

Chez les Macropodidés, l'estomac, lieu de la fermentation, est très volumineux. Il est divisé en deux régions principales (régions antérieure et postérieure). Le cardia (qui correspond à la fin de l'œsophage et au début de l'estomac) sub-divise la région antérieure en deux parties : la partie « sacculiforme » en cul-de-sac et la partie « tubuliforme » annelée qui s'étend jusqu'à l'estomac postérieur. Ce dernier se poursuit par le pylore, zone de transition avec le duodénum. (cf. fig. 22) [89]

L'estomac du jeune évolue en parallèle avec son alimentation qui progressivement n'est plus lactée mais solide. Chez *M. rufus*, les modifications de taille de l'estomac et du pH du contenu stomacal ont lieu précocement quand le jeune est encore dans la poche (<100 jours) et que son alimentation est entièrement lactée. [34]

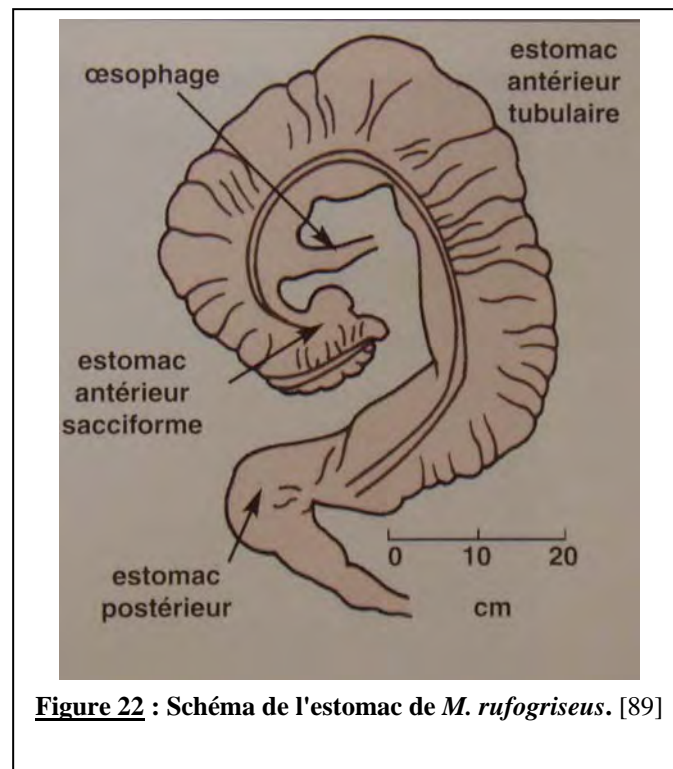


Figure 22 : Schéma de l'estomac de *M. rufogriseus*. [89]

L'enregistrement de l'activité électrique extracellulaire de l'estomac de *M. eugenii* a montré une contraction triphasique lente à la fréquence de 5,5/min le long de la grande courbure. Elle permet la propulsion du bol alimentaire. [99]

C.6.3. Bilan : étapes de la digestion

Dans un premier temps, les végétaux sont broyés par des dents qui déstructurent les composants fibreux de la paroi végétale. Puis la fermentation microbienne stomacale assure la digestion des fibres. Enfin, le reste de l'intestin de l'animal achève la digestion. Ce processus en plusieurs étapes permet une digestion efficace de l'herbe. La digestion de type fermentation antérieure, proche de la rumination, permet aux kangourous, wallabies et wallarous de coloniser des régions défavorables au niveau nutritionnel dans lesquelles la plupart des Mammifères ne peuvent survivre. [117]

C.7. Reproduction

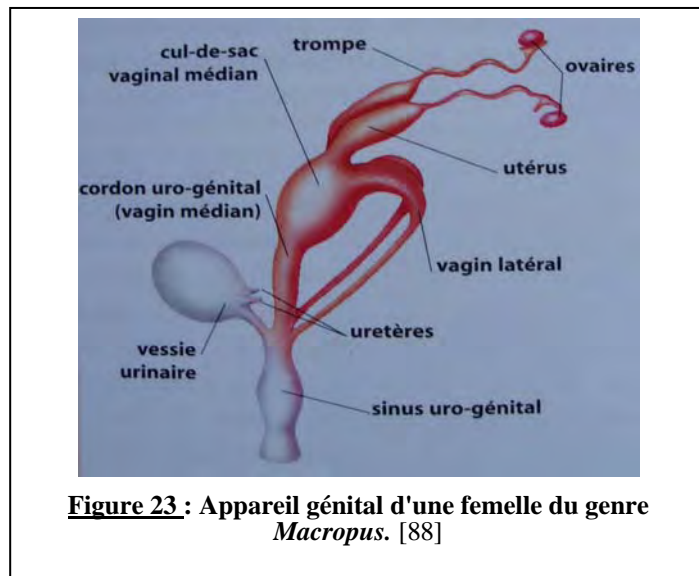
C.7.1. Anatomie des appareils reproducteurs

- **Appareil reproducteur femelle**

Les femelles ont une marsupie bien développée, ouverte sur l'avant et abritant quatre mamelles.

Les canaux de Muller, latéraux par rapport aux uretères, se différencient en structures complexes.

Les trompes de Fallope se poursuivent par deux utérus distincts, terminés par un col et s'ouvrant chacun dans un cul-de-sac vaginal. Les deux culs-de-sac vaginaux fusionnent sur leurs bords médians, constituant ainsi le vagin médian en connexion avec le sinus urogénital. Puis chaque canal de Muller, latéral par rapport à l'uretère, forme un conduit, le vagin latéral. Les vagins latéraux s'ouvrent dans le sinus urogénital. (cf. fig. 23) [25]



- **Appareil reproducteur mâle**

Les testicules, au nombre de deux, sont extra-abdominaux et contenus dans un scrotum en position pré pénienne, situé près de l'orifice cloacal. La peau scrotale ne présente pas de raphée. Elle s'attache par un pédoncule étroit à la paroi ventrale du corps. Le col du scrotum contient deux cordons spermatiques contenant chacun des vaisseaux sanguins et un canal déférent. Les canaux déférents sont en position latérale par rapport aux uretères ; ils longent l'épidyme du côté correspondant, puis traversent la base pédiculée du scrotum et s'abouchent dans la paroi urétrale dorsale.

Le gland du pénis est bifide et présente un sillon ventral. [8, 49]

C.7.2. Cycle sexuel

- Stratégies de reproduction

Il existe deux principales stratégies de reproduction chez les espèces du genre *Macropus*.

Le groupe 1 est composé par *M. eugenii*, *M. agilis*, *M. rufogriseus*, *M. dorsalis*, *M. irma*, *M. greyi*, *M. rufus*, *M. robustus*, *M. antilopinus* et *M. bernadus*. Il se caractérise par un cycle mono ovulaire et polyoestral avec une période de gestation de durée presque identique à celle du cycle. Il se produit un oestrus et une ovulation post-partum ; pendant la lactation, s'il y a eu fertilisation, l'embryon reste en état de blastocyte au cours de la diapause embryonnaire ; ceci est maintenu grâce au stimulus de succion du jeune dans la poche.

Le groupe 2 est composé par *M. giganteus*, *M. fuliginosus*, *M. parma* et *M. parryi*. Il s'agit de cycles polyovulaires et polyoestraux avec une période de gestation plus courte que le cycle oestral. Il n'y a pas d'ovulation et d'oestrus post-partum pendant la lactation. [42]

- Exemples

Le kangourou roux *M. rufus* a une reproduction non saisonnière [81]. Il a un cycle oestral de 35 jours et une gestation de 33 jours. La mise bas est suivie par un oestrus post-partum au cours duquel une copulation est possible ; il y a alors développement d'un blastocyte qui est quiescent dans l'utérus. Un mois avant la fin du développement du jeune dans la poche ou après que le jeune ait quitté la marsupie prématurément, le blastocyte reprend sa croissance et la naissance survient 31 jours plus tard. Dans les deux jours suivants, un oestrus post-partum se produit puis un anoestrus de lactation [63]. Chez les kangourous roux en captivité, l'ovulation se produit environ un jour après l'oestrus, soit à peu près 36 jours après l'oestrus précédent s'il n'y a pas eu gestation, ou dans les deux jours qui suivent la naissance s'il y a eu gestation. La femelle est réceptive pendant 24 heures. Le cycle oestral dure environ 35 jours. [25]

M. rufogriseus et *M. eugenii* sont des espèces à reproduction saisonnière ; la saison de reproduction commence peu après le solstice d'été. L'embryon quiescent est réactivé, la naissance se produit 27 à 29 jours plus tard puis est suivie par un oestrus post-partum. Il en résulte normalement un blastocyte qui reste quiescent jusqu'à la saison de reproduction suivante. La quiescence saisonnière commence environ 8 semaines après le solstice d'hiver. Les femelles montrent des cycles oestraux réguliers sauf en période de lactation. La perte ou la sortie du jeune de la poche entraîne une réactivation du corps jaune puis un oestrus post-partum 27 à 29 jours plus tard. Peu après le solstice d'hiver, la perte ou la sortie du jeune de la poche n'induit pas la réactivation du corps jaune et la femelle reste en quiescence saisonnière régulée par la photopériode. Chez *M. rufogriseus*, le début de la quiescence saisonnière est une conséquence directe de la réponse à l'augmentation de la photopériode 6 à 8 semaines après le solstice d'hiver. [14, 66]

- Aspect hormonal

Les taux de concentration plasmatique en progestérone et prolactine évoluent de façon similaire chez *M. rufogriseus*, *M. eugenii* et *M. rufus* au cours des périodes de reproduction. [81]

Chez *M. eugenii*, la concentration plasmatique en LH et FSH est faible (0,94 mg/L) lors du cycle oestral excepté en période préovulatoire où on observe un pic à l'oestrus. [39]

La prolactine est l'hormone responsable du maintien de la quiescence lutéale. [14, 66]

C.7.3. De la saillie au développement du jeune

- Saillie

Lorsqu'un mâle détecte une femelle en oestrus, il la poursuit, agrippe sa queue et place son museau au niveau de l'orifice génital femelle en émettant des gloussements rauques. Chez *M. rufus*, la saillie dure 10 à 25 minutes et se déroule en plusieurs fois. Le mâle introduit son pénis dans le vagin de la femelle pendant 4 minutes puis le ressort 2 minutes, ceci 3 fois de suite [25]. Une étude chez *M. eugenii* suggère que le comportement mâle est induit par les effets à court terme de la testostérone sur une zone du cerveau identique chez les mâles et les femelles [102].

- Mise bas

Les différents temps de la parturition sont décrits chez *M. rufus*.

Avant la mise bas, la femelle procède à un nettoyage de sa poche : il débute 24 heures avant la parturition et s'intensifie dans les deux heures la précédant. De plus, à l'approche de la mise bas, la femelle prend l'air inquiet et se lèche les membres postérieurs et la face ventrale de son corps entre l'orifice urogénital et la poche. Elle prend également une position particulière qu'elle adopte de façon temporaire puis définitive pour la parturition : elle s'assied sur la base de sa queue passée entre ses membres postérieurs, le dos appuyé contre un arbre ou une clôture.

Dans un premier temps lors de la mise bas, le sac vitellin se rompt, laissant s'écouler quelques millilitres de liquide visqueux au niveau de l'orifice urogénital. Puis l'allantoïde est expulsé. Le nouveau-né apparaît au niveau de l'orifice urogénital : il naît tête la première, recouvert par l'amnios ; son expulsion est rapide. Le cordon ombilical, très long, est coupé par la mère. Environ 30 secondes après le part, une grande quantité de liquide s'écoule de l'orifice urogénital. Le sac vitellin rompu apparaît en dernier. [25]

Etudiée particulièrement chez *M. eugenii*, la parturition est un phénomène de déterminisme hormonal ; chez cette espèce, il est établi que les prostaglandines $F_{2\alpha}$ et PG_{E2} sont les régulateurs clés. Quand le fœtus est proche du terme, l'endomètre et les annexes fœtales sécrètent de façon accrue des prostaglandines. Un pic de prostaglandine se produit au terme, ce qui induit les contractions utérines et le comportement caractéristique de la femelle quelques minutes avant la mise bas. Une naissance prématurée peut être induite par un traitement de corticoïdes qui provoquent une augmentation de la production de prostaglandines. [98]

- Montée dans la poche

Une fois expulsé au niveau de l'orifice urogénital, le nouveau-né gagne la poche par ses propres moyens : la mère ne l'aide nullement. Accroché à la fourrure maternelle et par des mouvements alternatifs de ses membres antérieurs, il progresse par reptation vers l'entrée de la poche. Arrivé dans la marsupie en 3 à 5 minutes, il se fixe à une tétine. (cf. fig. 24) [25]

Le sens de l'olfaction est utilisé par le nouveau-né pour atteindre la poche ; celui du toucher est certainement utilisé pour l'attache à la mamelle. [29]



Figure 24 : Nouveau-né *Macropus* fixé à la tétine. [88]

- Lactation

La composition du lait des espèces du genre *Macropus* diffère de celle des autres mammifères :

- la concentration en composants (protéines et lipides) est supérieure à celle du lait de vache ;
- des protéines spécifiques entrent dans sa constitution dans la seconde moitié de la lactation.

La composition du lait évolue au cours de la lactation. Ainsi, certaines protéines sont produites en continu dans le lait, d'autres pas. Les changements majeurs de composition du lait se produisent environ 200 jours après la mise bas chez *M. rufus*. L'examen par électrophorèse sur gel des protéines du lait de femelles *M. giganteus* met en évidence deux protéines spécifiques présentes pendant la seconde moitié de la lactation et non pendant la première. D'autre part, chez des femelles *M. rufus*, on constate que la concentration en protéines augmente graduellement pendant le début de la lactation puis reste constante avant la naissance du second jeune. [63, 64, 83]

C.7.4. Différents paramètres relatifs à la reproduction

La gestation dure de 25 à 40 jours selon les espèces. Le nouveau-né pèse environ 460 mg chez *M. rufogriseus* et *M. eugenii*, et 750 mg à 1 g chez *M. rufus*. [30, 49]

Les âges auxquels surviennent les principaux événements de reproduction chez quelques espèces du genre *Macropus* sont récapitulés dans le tableau 5 qui met en évidence les variations interspécifiques.

Tableau 5 : Paramètres relatifs à la reproduction chez quelques espèces appartenant au genre *Macropus*. [25, 30, 42, 89]

| Espèce | Maturité sexuelle | Durée de la gestation | Sortie de la poche | Sortie définitive de la poche | Sevrage |
|-----------------------|----------------------------------|-----------------------|-----------------------|-------------------------------|----------------------|
| <i>M. eugenii</i> | M : 24 mois F : 9 mois | 25-28 jours | 8-9 mois | | 10-11 mois |
| <i>M. rufogriseus</i> | M : 19 mois F : 14 mois | 30 jours | 7-8 mois | 225 jours | 12-17 mois |
| <i>M. rufus</i> | M : 28-38 mois F : 17-20 mois | 32-34 jours | 183 jours | 235 jours | 12 mois |
| <i>M. giganteus</i> | | | 250 jours ; 2,5 kg | 310 jours ; 5,5 kg | 18 mois ; 9-10 kg |

D. DONNÉES SUR LES ESPÈCES DU GENRE *MACROPUS*

Certaines informations spécifiques complètent les données plus générales des paragraphes précédents. [8, 15, 30, 67, 84]

D.1. *Macropus parma*

Le wallaby de Parma est solitaire, timide et presque invisible dans la végétation dense. C'est pourquoi il est passé inaperçu pendant un siècle au cours duquel il a été considéré comme disparu puis a été redécouvert en 1967.

D.2. *Macropus eugenii*

C'est une des plus petites espèces du genre *Macropus* avec *M. parma*. On peut distinguer ces deux espèces par leur attitude en fuite : *M. eugenii* étend et remue ses bras antérieurs alors que *M. parma* les garde en position basse, coudes pliés.

D.3. *Macropus greyi*

M. greyi est une espèce éteinte à l'état sauvage et captif.

D.4. *Macropus irma*

M. irma a une activité plus diurne que les autres espèces appartenant au genre *Macropus*. Suite à la prédation des jeunes par le renard, son nombre a considérablement diminué.

D.5. *Macropus parryi*

Le wallaby de Parry est considéré comme l'un des Marsupiaux le plus grégaire. Ces wallabies forment des groupes de 30 à 50 individus. Les animaux d'un groupe ne restent pas toujours tous ensemble au sein du groupe mais se séparent en bandes variables de moins de 10 individus. Néanmoins, tous les membres du groupe partagent le même territoire qui peut légèrement chevaucher celui d'autres groupes. Certains jeunes mâles quittent leur groupe d'origine peu avant leur maturité sexuelle pour en rejoindre un autre. Le même phénomène ne semble pas avoir lieu chez les femelles. La hiérarchie entre mâles d'un groupe s'établit par des rituels inoffensifs correspondant à des coups de pattes. Les plus gros mâles dominent les plus petits. Cette hiérarchie sert uniquement à déterminer quels mâles auront accès aux femelles en oestrus et auront donc une descendance. Lors de la parade, les mâles poursuivent les femelles.

Macropus parryi a une démarche particulière lors du saut : il se tient droit, la queue recourbée vers le haut.

D.6. *Macropus dorsalis*

C'est l'une des espèces les plus répandues dans l'est de l'Australie. Cet animal discret vit souvent à couvert dans les forêts. De même que *M. parryi*, il est très grégaire.

Il est souvent confondu avec *M. rufogriseus*. On peut l'en distinguer par la présence de raies dorsale et coxales. D'autre part, la démarche est caractéristique : les sauts sont brefs et réalisés dos très incurvé et bras tendus vers l'avant et l'extérieur.

D.7. *Macropus rufogriseus*

Le wallaby de Bennett vit dans les bois et broussailles mais se nourrit plutôt à découvert dans les landes. Il n'a pas de gîte et se cache dans la végétation épaisse le jour.

C'est un animal silencieux qui n'émet des petits grognements que quand il est agressif. Il tape du pied s'il est importuné.

C'est une espèce solitaire : les individus sont toujours seuls sauf dans le cas de la femelle avec sa descendance ; néanmoins, le jeune se sépare de sa mère moins d'un mois après avoir quitté la poche. Les couples reproducteurs ne restent ensemble que 24 heures.

D.8. *Macropus agilis*

Ce wallaby grégaire forme des petits groupes constitués de femelles essentiellement qui partagent la même aire de nourrissage et de repos.

Il est d'allure plus élancée que les autres wallabies.

D.9. *Macropus giganteus*

Le kangourou géant est presque aussi grand que le kangourou roux. Il en existe cinq sous-espèces. Ce kangourou sédentaire vit en forêt sur une aire assez restreinte même quand alimentation et eau sont rares. Alors, ils utilisent des grottes comme abri pendant la journée afin de limiter les pertes hydriques.

Ce kangourou d'allure svelte se distingue de *M. fuliginosus* par son pelage blanc sous le ventre.

D.10. *Macropus rufus*

Les kangourous roux, les plus grands des Marsupiaux, se rencontrent sur presque tout le territoire australien.

Ils vivent en groupe de 2 à 10 individus voire plus dans les larges plaines. Lors de sécheresse, on peut fréquemment compter des regroupements de 50 à 200 kangourous (voire 1500) sur des sites favorables. *M. rufus* forment de petites troupes familiales souvent constituées d'une dizaine d'individus, femelles adultes et leurs jeunes. Les grands mâles rejoignent le groupe uniquement lorsque les femelles sont en oestrus. Un mâle peut gagner temporairement le contrôle de plusieurs femelles. Cependant, il n'y a généralement pas d'associations permanentes entre individus de sexe opposé. Il existe une dominance

hiérarchique entre les mâles ; elle s'établit par des interactions agressives qui permettent de déterminer quel mâle aura accès aux femelles. On observe une hiérarchie chez les femelles également. Ainsi, le groupe possède une structure de base qui persiste mais il n'y a pas de défense du territoire ni d'association permanente des mâles et femelles.

M. rufus peut faire de longs déplacements lorsque les conditions environnementales sont défavorables afin de chercher de la nourriture. Ainsi, il sent la présence de l'eau et, quand elle manque, il migre, parcourant jusqu'à 200 km.

Une poudre vermeille est produite au niveau de la gorge et de la poitrine des mâles. Ceux-ci s'en enduisent leur corps, ce qui leur confère leur couleur rousse. Leur fourrure est courte, dense, souple et laineuse.

D.11. *Macropus fuliginosus*

C'est le kangourou le plus répandu en Australie.

Son comportement social est proche de celui de *M. rufus*, *M. giganteus* et *M. antilopinus*. Comme eux, le kangourou gris occidental forme des groupes d'environ 10 individus. Le mâle dominant est le seul à se reproduire. D'autre part, on peut observer des regroupements non organisés beaucoup plus importants sur des zones où la nourriture est plus abondante.

D.12. *Macropus robustus*

Comme son nom l'indique, ce wallarou est de grande taille, trapu et puissant. Il se différencie des autres wallabies bruns par sa posture typique : épaules en arrière, coudes rapprochés et poignets levés.

De même que *M. giganteus*, ce wallarou sédentaire vit sur une zone limitée ; ses capacités à résister à la déshydratation lui permettent de ne pas chercher sa nourriture et de l'eau dans d'autres territoires quand celles-ci viennent à manquer.

Les wallarous sont solitaires. Le jeune peut rester avec sa mère pendant quelques mois après avoir quitté la marsupie.

D.13. *Macropus antilopinus*

M. antilopinus vit en groupe d'environ 10 individus. Il ressemble beaucoup à *M. rufus*, *M. giganteus* et *M. fuliginosus* sur le plan comportement et aspect. Sa fourrure est courte, grossière et peu fournie.

D.14. *Macropus bernardus*

C'est le plus petit des wallarous.

2^{ÈME} PARTIE :

MAINTIEN EN

CAPTIVITE

Plusieurs espèces du genre *Macropus* sont maintenues en captivité en accord avec les réglementations internationale et intracommunautaire. Des facteurs zootechniques sont à respecter pour avoir un maintien en captivité dans de bonnes conditions. Le transport de ces animaux doit se faire selon certaines règles. Ces espèces présentent diverses utilisations en captivité.

A. STATUT DES ESPÈCES

Aucune espèce du genre *Macropus* n'appartient à l'une des trois annexes CITES définies par la convention de Washington ni à celles définies par la législation intracommunautaire. La convention de Washington est une convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction. Il n'y a donc pas de législations internationale et intracommunautaire concernant ces espèces. [19, 46]

B. EFFECTIFS EN CAPTIVITÉ

En utilisant le logiciel ISIS, on peut connaître le nombre d'individus captifs pour chaque espèce à une date donnée. Cet effectif ne tient compte que des animaux répertoriés sur ISIS donc détenus par des structures utilisant ISIS. L'effectif en captivité des différentes espèces appartenant au genre *Macropus* calculé avec les données d'ISIS au 27 mai 2005 est regroupé dans le tableau 6.

Tableau 6 : Effectifs en captivité des différentes espèces appartenant au genre *Macropus* calculés avec les données d'ISIS au 27 mai 2005 [45]

| Taxon ⁽¹⁾ | Mâles | Femelles | Indéterminé ⁽³⁾ | Jeunes (< 6 mois) | Total |
|--------------------------------|-------------|-------------|----------------------------|----------------------|-------------|
| <i>Macropus</i> ⁽²⁾ | 2 | 5 | 3 | 0 | 10 |
| <i>M. eugenii</i> | 50 | 92 | 19 | 18 | 179 |
| <i>M. parma</i> | 141 | 193 | 77 | 32 | 443 |
| <i>M. agilis</i> | 57 | 59 | 11 | 15 | 142 |
| <i>M. rufogriseus</i> | 432 | 621 | 571 | 119 | 1743 |
| <i>M. dorsalis</i> | | | | | |
| <i>M. parryi</i> | 5 | 8 | 1 | 0 | 14 |
| <i>M. irma</i> | | | | | |
| <i>M. greyi</i> | | | | | |
| <i>M. giganteus</i> | 152 | 232 | 48 | 21 | 453 |
| <i>M. fuliginosus</i> | 106 | 164 | 21 | 21 | 312 |
| <i>M. rufus</i> | 356 | 584 | 75 | 80 | 1095 |
| <i>M. robustus</i> | 68 | 76 | 28 | 2 | 174 |
| <i>M. antilopinus</i> | 2 | 9 | 1 | 0 | 12 |
| <i>M. bernadus</i> | 2 | 0 | 0 | 0 | 2 |
| Total | 1373 | 2043 | 855 | 308 | 4579 |

(1) Les différentes sous-espèces et les hybrides sont comptabilisés dans le taxon supérieur, c'est-à-dire l'espèce.

(2) La rubrique *Macropus* regroupe les individus dont l'espèce n'est pas précisée.

(3) La rubrique « Indéterminé » regroupe les individus enregistrés comme indéterminés et ceux enregistrés comme « groupe », donc dont le sexe n'est pas précisé.

C. FACTEURS ZOOTECHNIQUES ET RÉSULTATS

C.1. Logement et enclos

Le logement des animaux appartenant au genre *Macropus* doit comporter une partie extérieure (enclos) (cf. fig. 25) et une partie couverte (abri) (cf. fig. 26).

C.1.1. Enclos

L'enclos des Macropodidés terrestres doit comporter une partie extérieure étendue limitée par une clôture.

- **Composition de l'enclos**

Le substrat du sol peut être naturel ou artificiel ; il doit être facile à nettoyer, ne pas être abrasif pour les pieds et ne pas stocker l'eau. L'herbe est le substrat le plus adapté pour l'extérieur car il constitue une source de nourriture et évite l'abrasion des pieds.

L'enclos ne doit pas permettre aux animaux sauvages ou domestiques de pénétrer : les clôtures doivent aller jusqu'à plusieurs centimètres sous terre, une clôture électrique empêche l'entrée de prédateurs (renards...) et les arbres entourant l'enclos doivent être élagués. Des abris, de l'ombre et des chauffages assurent le contrôle des températures extrêmes. La végétation (arbres, buissons...) protège du vent. [28, 93]

- **Dimensions**

La taille doit être calculée en fonction du nombre maximal d'individus prévus dans ce groupe, ceci afin d'éviter une surpopulation. La densité animale maximale est de 1,5 kangourous ou 3 wallabies pour un enclos de superficie totale égale à 84 m² [8]. En effet, même chez les espèces grégaires, une densité trop élevée provoque non seulement de la compétition mais également une immunodépression ; certaines maladies dont l'incidence est habituellement faible peuvent alors prendre une allure épidémique. D'autre part, plus il y a d'espace, plus il y aura de chance que la reproduction réussisse. [28, 93]

Les dimensions recommandées sont [42] :

- longueur : longueur de la tête et du corps (L) (en mètres) \times 8 (minimum : 1,2 m) ;
- largeur : $L \times 4$ (minimum : 0,6 m) ;
- hauteur : $L \times 4$.

- **Limites de l'enclos**

Pour maintenir les espèces du genre *Macropus* dans leur enclos, deux mètres de hauteur de barrière suffisent puisqu'un saut ne mesure au maximum que 1,5 m de haut sauf cas exceptionnel (animal poursuivi...). On peut également creuser de larges fossés. [30]

C.1.2. Abri

L'abri est indispensable. Il doit répondre à plusieurs objectifs :

- il sert de lieu de repos ;
- il doit pouvoir protéger les animaux des températures extrêmes, c'est-à-dire être un lieu de chaleur ou de fraîcheur selon la température extérieure ;

- il peut comporter un ou plusieurs boxes d'isolement par exemple pour des animaux en soin ou élevés à la main;
 - il sert de point d'abreuvement et de nourrissage.
- Son sol doit être facile à nettoyer et à désinfecter. Il peut s'agir de ciment couvert de foin. [28]



Figure 25 : Logement du groupe de *M. rufus* et *M. rufogriseus* au parc zoologique CERZA : enclos et abri.

(photo personnelle)

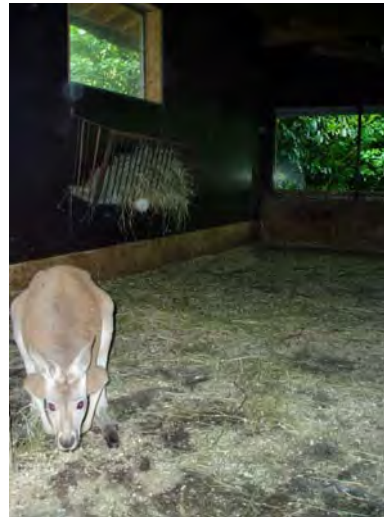


Figure 26 : Intérieur de l'abri du groupe de *Macropus* au parc zoologique CERZA.

(photo personnelle)

C.1.3. Conditions climatiques supportées [28, 30]

Les grands kangourous supportent bien des températures extérieures (θ) élevées ($>40^{\circ}\text{C}$). Il faut néanmoins qu'ils aient à leur disposition de l'ombre et de l'eau. *M. agilis* est particulièrement sensible au froid ($\theta < 7^{\circ}\text{C}$) qui peut lui provoquer des lésions auriculaires et caudales. *M. rufogriseus* est plus résistant aux températures extérieures basses (jusqu'à 2°C).

Dans tous les cas, il est recommandé de :

- laisser à disposition un abri maintenu à une température de 16°C ; ainsi, le bâtiment doit pouvoir être chauffé en cas de besoin et ne pas être à une température ambiante trop élevée lors des grosses chaleurs ;
- rentrer les animaux la nuit et ne pas les sortir quand la température extérieure est inférieure à 5°C .

Les kangourous, wallabies et wallarous supportent bien la pluie. Ils ne s'abritent que quand elle est très importante.

L'idéal est de laisser le bâtiment accessible en permanence pour que les animaux puissent y trouver tranquillité, abri, chaleur ou fraîcheur.

C.1.4. Importance du logement

Un logement adapté est primordial pour le bien-être et la santé du groupe mais également pour avoir de bonnes conditions de reproduction. Dans le cas contraire, certaines maladies telles l'obésité et le syndrome « lumpy jaw » sont favorisées (cf. 4^{ème} partie, A.3.).

C.2. Alimentation

C.2.1. Aliments composant la ration

Les espèces appartenant au genre *Macropus* sont des herbivores brouteurs. La base de l'alimentation en captivité doit donc être de l'herbe et du foin. Les enclos dont le sol est de l'herbe sont parfaitement adaptés ; il faut néanmoins limiter le surpâturage qui pourrait entraîner des contaminations fécales. Il ne faut pas donner de plantes toxiques pour les herbivores domestiques.

Les granulés pour herbivores constituent un apport d'énergie et de minéraux ; on peut y incorporer des médicaments à administrer par voie orale. Les Macropodidés ont des besoins quotidiens élevés en vitamine E (cf. tabl. 7). Les granulés spéciaux pour Macropodidés tel que « Mazuri » sont supplémentés en vitamine E ; ceux pour herbivores ne le sont pas et nécessitent l'ajout de vitamine E (200 à 600 mg/jour pour un adulte).

Des fruits et légumes variés peuvent être également distribués : pommes, laitues, carottes sont consommées volontiers par ces animaux. Des pierres à sel peuvent être disposées dans l'enclos afin de fournir un apport en calcium et phosphore. [28, 93]

C.2.2. Rôle des aliments abrasifs et fibreux

La ration alimentaire ne doit pas être composée d'aliments abrasifs (foin très sec, grains d'avoine...) qui provoqueraient des micro-lésions et blessures dans la bouche, foyers d'infections à *Fusobacterium necrophorum* (cf. 4^{ème} partie, B.10.1.). Par contre, les éléments fibreux sont primordiaux pour user les molaires et provoquer un durcissement des gencives. Les individus ayant l'habitude d'une alimentation tendre et pauvre en fibres doivent subir une transition progressive avant de passer à un régime riche en fibres. Ceci peut être réalisé en ajoutant de l'herbe fraîche dont la quantité est diminuée petit à petit alors que celle du foin est augmentée. [117]

C.2.3. Besoins énergétiques

Comme nous l'avons déjà décrit, les besoins énergétiques des Marsupiaux sont faibles. La ration alimentaire peut donc être peu énergétique mais il est primordial qu'elle couvre les besoins en fibres, vitamines A et E. (cf. tabl. 7)

Les besoins énergétiques pour un adulte peuvent être calculés avec la formule suivante [47] :

$MB = aP^b$ avec : MB (kcal/jour) : métabolisme basal

P (g): masse corporelle

a = 0,31

b = 0,719

} valeurs chez les Macropodidés

Par exemple, chez *M. rufus* : M=28795 g ; d'où MB=502 kcal/j
M. eugenii : M=4796 g ; d'où MB=138 kcal/j
M. robustus : M=29300 g ; d'où MB=508 kcal/j

Tableau 7 : Ordre de grandeur des besoins journaliers en azote, en fibres, en protéines et en vitamine E de *M. rufogriseus* à l'entretien. [89]

| | |
|--|-----------|
| Besoin en azote (mg N/kg/jour) | 290 à 300 |
| Besoin en protéine (% de la ration) | 9 |
| Besoin en fibres (NDF, % de la ration) | 50 à 60 |
| Besoin en vitamine E (UI/kg) | 6 |

C.2.4. Exemples de ration

- Plusieurs rations sont possibles. On peut donner deux exemples :
- granulés pour ongulés herbivores brouteurs (40% NDF ; 12% PB) avec du foin de bonne qualité distribué à volonté ; supplémentation en vitamines A et E ; pierre à sel ; [117]
 - au parc zoologique de CERZA-Lisieux, pour un groupe de 8 *M. rufus* mâles adultes et de 10 wallabies : ration distribuée une fois par jour (le matin) : 2 litres de granulés Macropods, 2 litres d'avoine aplatie, 2 litres de maïs concassé, foin à volonté, fruits et légumes frais (environ une pomme et une carotte par individu plus quelques autres fruits et légumes) ; pierres à sel ; eau à volonté.

C.2.5. Distribution de la ration

La nourriture doit être distribuée en plusieurs points afin d'éviter la compétition et donc l'agressivité entre les individus. Elle doit être placée dans des auges et non directement sur le sol, ce qui faciliterait les transmissions oro-fécales.

L'eau peut être distribuée par des abreuvoirs automatiques. Elle doit être à disposition à volonté.

C.3. Composition du groupe

C.3.1. Constitution du groupe

• Ratio mâle-femelle

En captivité, les espèces du genre *Macropus* doivent être maintenues dans un groupe. Cependant, le fait qu'il y ait plus d'un mâle en présence de femelles peut provoquer des conflits. Une hiérarchie s'établit entre les mâles et les femelles. [84]

Il y a plusieurs possibilités de composition du groupe :

- groupe de femelles sans mâle ou avec un seul mâle ;
- groupe de mâles sans femelles (cf. fig. 27).

Dans tous les cas, l'enclos doit être suffisamment vaste pour qu'il n'y ait pas d'agression entre les individus.



Figure 27 : Groupe de mâles *M. rufus* au zoo CERZA.
(photo personnelle)

- Mélange d'espèces différentes

Il est possible de mélanger plusieurs espèces du genre *Macropus* sans qu'il n'y ait de conflits ; néanmoins certaines hybridations sont possibles. On peut également faire une présentation avec des animaux d'une famille différente.

C.3.2. Exemple de groupe

- Parc zoologique CERZA

Au parc zoologique du CERZA, les animaux appartenant au genre *Macropus* sont présentés avec d'autres espèces. Le groupe est constitué comme suit :

- genre *Macropus* : 8 kangourous roux *M. rufus* (8 ; 0 ; 0) ; 10 wallabies de Bennett *M. rufogriseus* mâles et femelles (aucune hybridation entre ces deux espèces) (cf. fig. 28 et fig. 29) ;
- autres genres : 3 émeus *Dromaius novaehollandiae* (1 ; 2 ; 0) ; 2 oies céréopses *Cereopsis novaehollandiae* (2 ; 2 ; 0) et 2 Cygnes noirs *Cygnus atratus* (1 ; 1 ; 0) (cygnes en contact visuel seulement) (cf. fig. 29, fig. 30 et fig. 31).

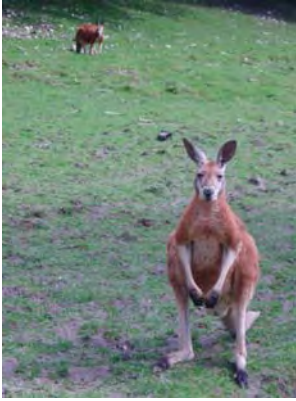


Figure 28 : *Macropus rufus* au zoo CERZA.
(photo personnelle)



Figure 29 : *Cereopsis novaehollandiae* et *Macropus rufogriseus* au zoo CERZA.
(photo personnelle)

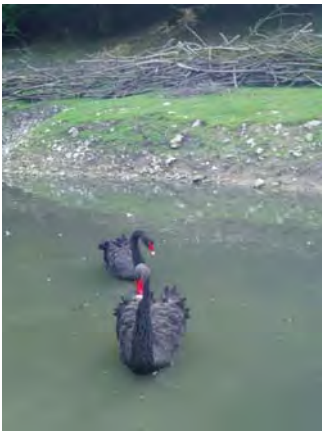


Figure 30 : *Cygnus atratus* au zoo CERZA.
(photo personnelle)

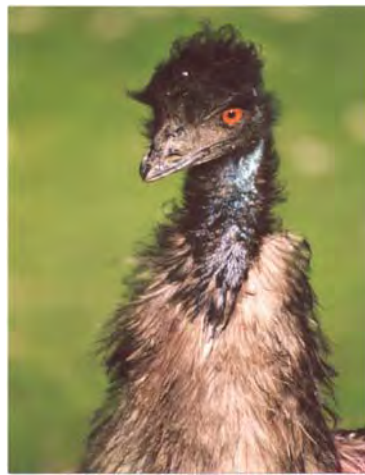


Figure 31 : *Dromaius novaehollandiae* au zoo CERZA. (photo personnelle)

- Parc zoologique d'Asson

Cinq espèces du genre *Macropus* sont présentes au zoo d'Asson : *M. parma*, *M. eugenii*, *M. rufus*, *M. giganteus* et *M. rufogriseus*. S'y ajoutent des *Wallabia bicolor*, seule espèce représentant le genre *Wallabia*, genre appartenant à la sous-famille des *Macropodinae*.

Les principaux groupes mêlant plusieurs espèces sont les suivants :

- un couple de *M. giganteus* et huit *M. rufus* (six femelles et deux mâles) ; il n'y a pas d'interaction entre ces deux espèces ;
- des femelles *M. rufogriseus* avec deux mâles *W. bicolor* qui montrent de l'agressivité envers les femelles ; des alpagas *Lama pacos*, des maras *Dolichotis patagonum*, des grues cendrées *Grus grus* et des cigognes blanches *Ciconia ciconia*;

C.4. Gestion de la reproduction

Selon plusieurs critères (nombre d'individus de l'espèce à l'état sauvage et captif, taille de l'enclos...), il peut être choisi de favoriser ou restreindre la reproduction. D'autre part, dans certains cas, l'élevage à la main dit élevage artificiel peut être mis en place.

C.4.1. Favoriser la reproduction

- **Chez le mâle**

Il est possible de prélever de la semence par électroéjaculation puis de la diluer. L'efficacité a été prouvée chez des mâles *M. giganteus* en liberté. La motilité des spermatozoïdes est conservée avec différents solvants pendant 48 heures [54]. Il est également possible de conserver les prélèvements par cryoconservation ; ceci a été étudié chez *M. eugenii* [77]. Ces techniques permettent de réaliser de l'insémination artificielle au cours de programmes de reproduction.

- **Chez la femelle**

Il est possible d'utiliser la superovulation pour que la femelle produise plus d'oocytes. Chez *M. eugenii*, l'administration de pigFSH puis de pigLH permet d'augmenter le nombre de follicules produits puis prélevés par laparotomie. Les traitements n'ont pas d'incidence sur la fertilité l'année suivante : toutes les femelles traitées (une ou plusieurs fois) ont eu un petit dans la poche à la saison de reproduction suivante. [68, 78]

Chez *M. rufogriseus*, un traitement avec des implants de mélatonine avant le commencement de la quiescence saisonnière empêche la transition saison de reproduction-quiescence saisonnière en cachant le signal de mélatonine régulé photopériodiquement. [14]

D'autre part, en saison de reproduction, chez *M. rufogriseus* et *M. eugenii*, la bromocriptine, agoniste de la dopamine, provoque la réactivation du blastocyte quiescent chez les femelles ayant un jeune non sevré dans la poche. [66]

C.4.2. Limiter la reproduction

C.4.2.1. Castration médicale

Le traitement par implant à libération lente de desloréline, agoniste de GnRH inhibe les cycles oestriques chez les femelles marsupiales. Ainsi, il empêche l'oestrus post-partum mais pas la réactivation du blastocyte dormant puis la naissance d'un jeune. Ceci a été étudié chez *M. eugenii*. Un implant de 5 mg de desloréline inhibe le développement folliculaire pendant un à deux ans chez cette espèce. L'effet de ce traitement est complètement réversible et aucun effet secondaire n'a été mis en évidence. [36, 37]

Chez *M. rufogriseus*, la réactivation du corps quiescent après la sortie du jeune de la poche en saison de reproduction peut être bloquée par l'injection quotidienne de prolactine ovine ou de dompéridone, antagoniste de la dopamine. Ceci provoque la libération de prolactine endogène, hormone responsable du maintien de la quiescence lutéale. [14, 66]

C.4.2.2. Castration chirurgicale

- Chez le mâle

La castration peut être réalisée chez le mâle marsupial. La peau scrotale est incisée médioventralement, près de la paroi abdominale. Les cordons spermatiques sont facilement séparés de la peau, clampés puis ligaturés près de la paroi abdominale. Les testicules avec tout le contenu du scrotum sont retirés. Des points sous-cutanés permettent de fermer le site opératoire. L'administration d'analgésiques post-opératoires est nécessaire pour éviter que l'animal n'abîme sa plaie. [49]

- Chez la femelle

L'ovario-hystérectomie et l'ovario-vagino-hystérectomie sont réalisables chez les femelles marsupiales. Cependant, cette dernière est délicate du fait de la position des uretères qu'il peut être difficile d'isoler, surtout chez les individus obèses.

L'incision doit être médiale sur la paroi interne de la poche, en évitant les mamelles. Après ligature des vaisseaux ovariens, les ovaires sont détachés. L'utérus est clampé puis ligaturé au niveau de la jonction avec les canaux vaginaux si l'on a choisi de laisser ceux-ci en place. Si les uretères sont isolés, le vagin peut être clampé le plus proximale possible de la jonction vessie-sinus urogénital. Une dissection fine est nécessaire pour éviter d'endommager les uretères. L'incision abdominale est suturée et les points sous-cutanés sont recommandés : les plaies visibles sont souvent l'objet de grooming. Les analgésiques post-opératoires sont conseillés. [49]

C.4.3. Elevage à la main

- Pronostic de survie

Un jeune expulsé de la poche trop précocement ne peut pas survivre seul. Ceci peut être dû par exemple à la mort de la mère ou à un manque de soins de sa part. Dans ce cas, l'élevage artificiel peut être envisagé. Si le jeune est expulsé trop longtemps avant le terme (pas de poils, yeux fermés et oreilles non formées), les chances de survie sont quasi-nulles. Plus le jeune est développé (pelage de plus en plus dense), plus le pronostic est favorable. [89]

- Paramètres d'élevage artificiel [49, 89]

La perte de chaleur et la déshydratation sont à redouter, surtout si le jeune n'a pas encore de poils. Des soins immédiats sont à mettre en place : il faut placer l'animal dans un incubateur ou un environnement chauffé. La température ambiante à conserver est à adapter à l'âge du jeune (cf. tabl. 8).

L'alimentation est lactée jusqu'à l'âge de la sortie définitive de la poche. Il est primordial de donner un lait pauvre en lactose à cause de l'intolérance au lactose et de la cataracte juvénile (cf. 4^{ème} partie, B.7.3). Des laits dont la formulation est spécifique aux Marsupiaux et au stade de développement sont commercialisés. Le lait de substitution peut être fabriqué à partir de lait de vache ou de chienne, à faible teneur en lactose, auquel on additionne des compléments vitaminiques et un supplément énergétique. On peut par exemple mélanger 70 mL de lait de vache pauvre en lactose avec 2 cuillères à café de jaune d'œuf, 1 cuillère à café de yogourt et 3 mL d'huile végétale. Le nombre de repas diminue avec l'âge du jeune (cf. tabl. 8). La quantité de lait totale distribuée sur 24 heures doit correspondre à 10 à 20% de son poids. La tétine doit être petite et percée de nombreux trous. Il peut être judicieux

de fabriquer une poche artificielle avec une chaussette ou une serviette. L'environnement doit être calme et sombre : les yeux du jeune peuvent être couverts par la main le temps de la distribution du repas.

Tableau 8 : Paramètres d'élevage artificiel selon l'âge du jeune *M. rufogriseus*. [49, 89]

| Age | Température ambiante à conserver | Nombre de repas par 24 heures | Remarque |
|-----------------|----------------------------------|-------------------------------|--|
| Avant 120 jours | 34-35°C | 6 à 8 | Jeune sans poil, yeux fermés, oreilles non formées |
| 120 à 170 jours | 32-34°C | 4 à 5 | |
| 170 à 220 jours | 28°C | 3 à 4 | |
| >220 jours | Température ambiante | 1 à 2 | Age de la sortie définitive de la poche : début du sevrage ; présentation d'aliments solides |

C.5. Durée de vie

Les records d'âge enregistrés chez des individus vivant en captivité appartenant au genre *Macropus* sont notés dans le tableau 9.

Tableau 9 : Records d'âge enregistrés chez des individus captifs du genre *Macropus*. [84]

| Espèce | Durée de vie maximale en captivité |
|-----------------------|------------------------------------|
| <i>M. eugenii</i> | 9 ans 10 mois |
| <i>M. agilis</i> | 10 ans 2 mois |
| <i>M. rufogriseus</i> | 15 ans 2 mois |
| <i>M. dorsalis</i> | 12 ans 5 mois |
| <i>M. parryi</i> | 9 ans 8 mois |
| <i>M. giganteus</i> | 24 ans |
| <i>M. robustus</i> | 19 ans 7 mois |
| <i>M. antilopinus</i> | 15 ans 11 mois |
| <i>M. rufus</i> | 16 ans 4 mois |

C.6. Evaluation du bien-être et du stress

- **Notion de bien-être et de stress**

La notion de bien-être animal est difficile à définir. Evaluer le stress d'un animal peut être un moyen d'aborder son bien-être, donc de savoir si son environnement en captivité est adapté. Sa mesure à l'aide de paramètres cliniques doit permettre de déterminer si l'animal est stressé et si ce stress menace son bien-être. [76]

- Systèmes biologiques mis en jeu face à un stress

Face à une situation stressante, trois principaux systèmes biologiques sont mis en jeu : le comportement, le système nerveux autonome et le système endocrinien.

La réponse comportementale est souvent la réponse la plus simple et la plus économique sur le plan biologique. Il peut s'agir d'un déplacement pour s'éloigner de la menace, de vocalisations ou de réactions stéréotypées. Ainsi, chez les wallabies, kangourous et wallarous, des réactions de fuite et des grognements sont produits lors de stress.

Si la réponse comportementale ne permet pas à l'animal de retrouver son calme ou si le stimulus stressant est trop intense, une modification de ses fonctions biologiques dépendant du système endocrinien ou nerveux autonome se produit. [76]

- Evaluation du stress

L'activation du système nerveux autonome influe sur de nombreux systèmes biologiques tels que l'appareil cardio-vasculaire, l'appareil digestif, la sécrétion par les glandes endocrines et la production de catécholamines par la médulla des glandes surrénales. Cette réponse est rapide et assez spécifique. La mesure de la fréquence cardiaque ou respiratoire pourrait être un bon indicateur de stress. Mais ces paramètres évoluent très rapidement et de façon assez variable ; ils sont donc difficilement utilisables en pratique. [76]

De nombreuses recherches considèrent qu'une augmentation de la sécrétion des corticoïdes se produit face à un stress [76]. Le niveau plasmatique en cortisol est un bon indicateur du stress lié à la capture et au transport de plusieurs espèces sauvages [79]. Cependant, ceci semble ne pas être valable chez les Macropodidés. Une étude réalisée sur des *M. eugenii* conclue que la concentration sérique en cortisol (principal corticostéroïde chez la plupart des Marsupiaux) n'est pas corrélée au stress. En effet, la concentration sérique en corticostéroïdes varie beaucoup d'un individu à l'autre et il n'y a pas de différence significative de la concentration sérique en corticoïdes selon que l'animal soit soumis à un stress ou pas [71]. Par contre, une étude récente montre que la concentration fécale en corticoïdes est un indicateur de stress et donc de bien-être chez *M. eugenii*. La concentration est augmentée de façon significative un jour après le stress et reste supérieure au niveau basal pendant 4 jours. Il faut noter que les concentrations fécale et sérique en corticoïdes ne sont pas corrélées. Cette méthode présente l'avantage de ne pas être invasive et de ne pas nécessiter de capture. Elle peut contribuer au suivi de wallabies en captivité en tant que système d'évaluation de la santé et du bien-être des animaux. Néanmoins, les données manquent sur les autres espèces du genre *Macropus* et il existe une variation entre les individus : l'intensité de la réponse est différente d'un individu à l'autre. [72]

D. TRANSPORT

Le transport des espèces du genre *Macropus* se fait dans des caisses individuelles, de taille adaptée et suffisamment ventilées. Le plafond doit être mou. Il est possible d'administrer un tranquillisant longue-action avant le transport.

Sur des déplacements de très courte durée, les espèces de petite taille peuvent être transportées dans un sac ; il faut alors placer l'animal dans une position correcte (position foetale, tête en haut) ; il faut veiller à ce qu'il ait suffisamment d'air et que le cou ne soit pas en rotation. [93]

Les conditions de transport des espèces sauvages sont définies par la convention IATA.

E. UTILISATION

Les animaux du genre *Macropus* sont maintenus en captivité pour diverses raisons.

E.1. Présentation au public

On rencontre fréquemment des espèces du genre *Macropus* en parc zoologique, notamment *M. rufogriseus*. Les parcs présentent ces animaux pour plusieurs raisons :

- divertissement du public ;
- information du public sur ces espèces et sensibilisation sur les notions d'espèces menacées et de conservation le cas échéant ;
- recherche scientifique : augmenter le nombre de connaissances sur ces espèces dans divers domaines scientifiques (éthologie, pathologie, génétique...) ;
- conservation des espèces dans le cas d'espèces menacées : maintien d'une population captive et de sa diversité génétique, reproduction...

Ces objectifs correspondent à des points généraux auxquels tout parc zoologique se doit de répondre pour toutes les espèces qu'il détient.

E.2. Nouvel animal de compagnie

Il est de plus en plus fréquent de rencontrer des wallabies et kangourous détenus par des particuliers. On les considère dans ce cas comme NAC, soient Nouveaux Animaux de Compagnie. Il s'agit essentiellement de *M. rufogriseus*.

E.3. Production de viande

La chair du kangourou est excellente. Au niveau qualitatif, elle est très intéressante car il s'agit d'une viande maigre riche en fer et en protéines. Les épisodes de fièvre aphteuse et de maladie de la vache folle ont fait naître chez les consommateurs européens un nouvel attrait pour la viande de kangourou, notamment en Allemagne, en Belgique, au Danemark et en France. [73]

Les kangourous ont un métabolisme plus bas que les euthériens et une alimentation moins exigeante : ils peuvent se contenter d'une herbe de moins bonne qualité que les herbivores ruminants. Sur ce plan, ils ont donc un meilleur rendement que les moutons et les bovins. [30]

E.4. Intérêt scientifique

Les Marsupiaux naissent à un stade très précoce de développement par rapport aux Mammifères placentaires ; ils sont facilement accessibles au niveau de la poche. C'est pourquoi les Macropodidés sont utilisés pour des études sur le développement et l'immunité.

Les espèces du genre *Macropus* les plus utilisées en recherche sont *M. rufogriseus* et *M. eugenii*. *M. eugenii* est proposé comme modèle de Marsupial pour la recherche scientifique et sert souvent de première espèce utilisée pour des études sur les marsupiaux. En effet, sa taille, sa disponibilité et sa facilité de manipulation en ont fait un modèle d'étude chez les marsupiaux dans le domaine de l'anatomie et la physiologie, principalement la reproduction et le développement. De nombreuses données cytologiques et génétiques sont disponibles pour cette espèce. [93, 71]

3^{ÈME} PARTIE :

APPROCHE

MEDICALE

Comme pour toute espèce animale, l'approche médicale des animaux appartenant au genre *Macropus* passe par plusieurs temps :

- la contention est la première étape indispensable pour pouvoir effectuer un examen clinique puis les actes médicaux nécessaires ; elle peut être physique et/ou chimique ;
- l'examen clinique de l'animal permet de vérifier son état et d'orienter le diagnostic ;
- des prélèvements et examens complémentaires peuvent s'avérer nécessaires ;
- un traitement médical peut être mis en place le cas échéant.

A. CONTENTION

A.1. Contention physique

A.1.1. Intérêt

La contention manuelle est utilisée pour les procédures mineures (examen général, soins locaux, prise de sang à la queue, contrôle de la poche, transport...) ou avant l'induction d'une anesthésie générale.

A.1.2. Risques

Le stress de la capture peut provoquer une libération de catécholamines pouvant conduire à une hyperthermie, une myopathie ou une fibrillation.

D'autre part, certains animaux peuvent tenter de se défendre face au manipulateur afin de s'enfuir. Ils peuvent griffer ou donner des coups avec leurs membres postérieurs très puissants. La morsure reste rare. [43]

A.1.3. Précautions à prendre

En raison des risques liés à la capture, certaines règles sont à respecter pour assurer la sécurité de l'animal et du manipulateur.

Il faut travailler dans le calme et le plus rapidement possible : ne pas poursuivre l'animal pendant une longue période, avoir une contention efficace, ne pas être trop nombreux autour de l'animal...

L'enclos doit être approprié : pas de grillages ou clôtures contondants...

Le manipulateur doit avoir la force physique de maintenir fermement l'animal. Ainsi, la contention chimique est souvent recommandée chez les grands kangourous.

Il faut maîtriser les membres arrière et la queue ou les garder à une distance suffisante des manipulateurs.

A.1.4. Différentes techniques

A.1.4.1. Capture

Deux techniques de capture sont possibles. [43, 96]

- Capture au filet

On peut capturer l'animal au filet ou, chez les adultes de petite taille (5-10 kg), on peut utiliser une épuisette avec un grand manche (1-2 m) ; le filet doit être solide et en maille étroite pour éviter les étranglements et les blessures des membres ; l'animal peut paniquer d'où d'éventuelles plaies voire fractures des vertèbres cervicales.

- Capture directement à la main en attrapant l'animal par la base de la queue

Ceci est réalisable chez les animaux de poids inférieur à environ 36 kg ; quand l'animal est à proximité, la base de la queue est saisie à une ou deux mains.

A.1.4.2. Contention

Une fois l'individu capturé et maîtrisé par la base de la queue, différentes contentions sont possibles selon le poids de l'animal et les gestes médicaux que l'on souhaite accomplir. [28, 42, 43, 96]

- Maintenu au sol

L'animal est tenu par la base de la queue, membres arrière soulevés, membres avant au sol (cf. fig. 32). Le manipulateur ou une autre personne peut alors faire des injections intramusculaires dans la cuisse ou les lombes ; un second manipulateur peut faire un examen clinique, une prise de sang à la queue, des soins locaux.

Il existe une variante : l'animal est toujours maintenu les pattes avant au sol et par la base de la queue ; le manipulateur place le bassin de l'animal, tête vers l'arrière, entre ses jambes et bloque ainsi l'animal (cf. fig. 33).

- Soulevé du sol

L'animal, maintenu par la base de la queue, est soulevé (cf. fig. 34) ; cette méthode n'est pas possible chez les individus de trop grande taille. On peut effectuer les mêmes gestes qu'avec la contention précédente.

- Une main tenant fermement derrière la tête et l'autre tenant la base de la queue

Cette contention, réalisable uniquement chez les individus de faible poids, présente l'avantage d'offrir l'accès à toutes les parties de l'animal.

- Dans le sac

L'animal est rentré dans le sac, tête en premier ; ceci peut servir pour peser l'animal, le déplacer ou lui faire une injection intra-musculaire.

- Porter de l'animal

Une main tient la base de la queue et l'autre bras entoure le bassin de l'animal tout en le soulevant ; l'animal doit être la tête en haut et le dos plaqué contre le manipulateur ; puis la queue est placée entre les jambes du manipulateur ; le bras libéré est placé au-dessus de l'autre ; le manipulateur se penche vers l'avant, tête baissée afin d'éviter d'éventuels coups de tête de l'animal (cf. fig. 35). Cette contention peut être réalisée à deux personnes, une première attrapant l'animal par la queue et s'en servant pour orienter le corps de l'animal, et

une seconde personne portant alors l'animal. Cette position est utile pour administrer des produits par voie orale ou faire des soins dans la cavité buccale.



Figure 32 : *M. rufus* maintenu au sol.
(photo personnelle)



Figure 33 : *M. rufogriseus* maintenu au sol (variante).
(photo personnelle)



Figure 34 : *M. rufogriseus* soulevé du sol.
(photo personnelle)



Figure 35 : *M. rufogriseus* porté.
(photo personnelle)

A.2. Contention chimique

La contention chimique est nécessaire lorsque la contention physique est insuffisante, soit parce que l'animal ne peut être maîtrisé complètement physiquement (poids trop élevé...) ou parce que certains actes doivent être effectués (chirurgie...).

Il peut s'agir de tranquillisation de plus ou moins longue durée ou d'anesthésie générale.

A.2.1. Généralités

La méthode d'anesthésie doit être choisie en fonction de plusieurs critères :

- durée de l'effet recherché ;
- rapidité de l'induction et du réveil : en effet, les myopathies de capture et les traumatismes sont fréquents chez les Macropodidés (cf. 4^{ème} partie, B.4.) [96] ;
- état de l'animal ;
- gestes à effectuer sur l'animal lors de l'anesthésie ;
- maîtrise par l'anesthésiste du protocole choisi.

A.2.2. Sédation

La sédation peut être réalisée seule ou en pré-anesthésie. Par exemple, on peut l'utiliser avant la capture ou la contention. Plusieurs protocoles sont possibles (cf. tabl. 10).

Tableau 10 : Protocoles de sédation des espèces appartenant au genre *Macropus*. [40, 42]

| Produits | Posologie, voie d'administration | Remarques |
|-------------------------------------|---|---|
| Diazepam (VALIUM ND) | 1- 2 mg/kg IM 0,1 à 1,0 mg/kg IV | - Marge de sécurité très élevée - A 1-2 mg/kg : sédation en 5 à 20 min et pendant 20 min |
| Azapérone (STRESNIL ND) | 2 mg/kg | - Effets en 15-20 min et pendant 3-8 h |

A.2.3. Anesthésiques injectables

Pour pouvoir réaliser certains actes, l'anesthésie fixe est nécessaire. C'est le cas pour l'exécution de certains soins médicaux et examens complémentaires.

A.2.3.1. Protocoles

De nombreux produits anesthésiques injectables sont disponibles. De façon générale, les Marsupiaux nécessitent des doses plus importantes pour beaucoup de produits par rapport aux Mammifères euthériens.

- **Principaux protocoles chez les Macropodidés**

Les protocoles les plus utilisés et les plus sûrs chez les Macropodidés sont regroupés dans le tableau 11.

Tableau 11 : Principaux protocoles d'anesthésie générale fixe chez les Macropodidés. [40, 42]

| Produits anesthésiques | Posologie, voie d'administration | Remarques |
|---|-------------------------------------|---|
| Kétamine (IMALGÈNE ND) + Xylazine (ROMPUN ND) | 25 mg/kg IM 5 mg/kg IM | - Anesthésie pendant environ 30 min - Injections supplémentaires de kétamine en IV |
| Tilétamine + Zolazepam (ZOLÉTIL ND) | 5-10 mg/kg IM | - Induction en 3 à 6 min - Peut provoquer une salivation importante qui peut être contrôlée avec de l'atropine (ATROPINE ND) 0,02 à 0,05 mg/kg SC - Injections supplémentaires de kétamine en IV - Analgésie et myorelaxation permettant une chirurgie - Mouvements spontanés des yeux et des membres possibles |
| Médétomidine (DOMITOR ND) + Kétamine (IMALGÈNE ND) | 125 µg/kg IM 5 mg/kg IM | - Induction plus lente qu'avec le mélange tilétamine-zolazepam mais la relaxation est meilleure et la salivation moins abondante. - Possible d'antagoniser avec de l'atipamézole 0,525 mg/kg IV soit 5 fois la dose de médétomidine. |

Il est intéressant de noter que certains produits peuvent être antagonisés :

- la médétomidine avec l'atipamézole : 5 fois la dose de médétomidine, IV ; pour que le réveil ne soit pas agité, il est conseillé d'espacer d'au moins 30 minutes les injections d'anesthésique et d'antagoniste ;
- la xylazine avec la yohimbine : 0,2 mg/kg IV pour une dose de 5 mg/kg IM de xylazine. [51, 95]

- Exemples de protocoles chez diverses espèces du genre *Macropus*

D'autres protocoles sont décrits chez les diverses espèces appartenant au genre *Macropus* (cf. tabl. 12).

Tableau 12 : Protocoles d'anesthésie générale fixe chez les plusieurs espèces du genre *Macropus*.
[17, 20, 24, 95, 96]

| Produits anesthésiques | Espèce, posologie, voie d'administration | Remarques |
|---|---|---|
| Kétamine (IMALGÈNE ND) + Xylazine (ROMPUN ND) | <i>M. rufogriseus</i> : 150 mg IM 187,5 mg IM | - Poids < 20 kg - Animal immobilisé en ≈ 4 min et pendant 80 min en moyenne - Effets secondaires : bradycardie ; fréquence respiratoire reste dans l'intervalle de valeurs normales |
| Tilétamine + Zolazepam (ZOLÉTIL ND) | <i>M. rufus</i> : 6-8 mg/kg IM | - Dose < 4 mg/kg : myorelaxation insuffisante - Dose = 4, 1 mg/kg : immobilisation en ≈ 7 min et pendant 107 min en moyenne |
| | <i>M. parma</i> : 3,3-9,6 mg/kg IM | |
| | <i>M. giganteus</i> : 4 mg/kg IM | |
| | <i>M. rufogriseus</i> : 6-5-7 mg/kg IM | |
| Médétomidine (DOMITOR ND) + Kétamine (IMALGÈNE ND) | <i>M. giganteus</i> : 40 µg/kg IM 4 mg/kg IM | - Animal immobilisé en ≈ 6 min et pendant 80 min en moyenne - Antagonisable avec atipamézole 0,2 mg/kg IM : animal debout en ≈ 30 min ; réveil complet en ≈ 80 min |
| | <i>M. rufus</i> : 40- 50 µg/kg IM 4 -5 mg/kg IM | - Antagonisable avec atipamézole 0,2 – 0,25 mg/kg IM |
| | <i>M. robustus</i> : 50 µg/kg IM 5 mg/kg IM | - Antagonisable avec atipamézole 0,25 mg/kg IM |
| | <i>M. rufogriseus</i> : 100 µg/kg IM 5 mg/kg IM | - Antagonisable avec atipamézole 0,5 mg/kg IM |
| Etorphine hypochloride (M-99 ND) + Acépromazine (ACP ND) | <i>M. rufus</i> : 0,04 mg/kg IM 0,4 mg/kg IM | |
| Propofol (PROPOFOL ND) | <i>M. giganteus</i> : 6-8 mg/kg IV lente | - Induction de très courte durée - Effets secondaires : apnées - Intubation conseillée - Pour limiter les effets secondaires, prémédiquer avec midazolam 0,2 mg/kg IM puis 10-20 min après propofol 5 mg/kg IV lente |

A.2.3.2. Surveillance

Les principaux paramètres à surveiller pendant l'anesthésie sont :

- profondeur de l'anesthésie ;
- fréquence cardiaque ;
- fréquence respiratoire ;
- température corporelle : il faut y faire particulièrement attention ; en raison de leur température interne basse, ils peuvent facilement faire une hypothermie ou une hyperthermie ; c'est pourquoi on place l'animal sur un tapis isolant voire chauffant, surtout s'il est de petite taille pour limiter les déperditions de chaleur ; on veillera également à réaliser la préparation de l'animal dans le calme pour éviter une élévation trop importante de sa température. [28]

A.2.4. Anesthésie gazeuse

L'anesthésie gazeuse est la technique de choix : elle est recommandée pour une chirurgie. En effet, les Macropodidés ont un estomac très volumineux et les régurgitations sont possibles, même lorsque l'animal est à jeun. [28, 43, 96]

A.2.4.1. Préparation de l'anesthésie

L'animal est mis si possible à jeun 12 heures avant l'anesthésie à cause des éventuelles régurgitations. La capture et les manipulations doivent être effectuées dans le calme.

A.2.4.2. Induction

Chez les individus de petite taille, l'induction peut être réalisée en plaçant directement le masque libérant le gaz anesthésique devant sa face.

Chez les individus de plus grande taille, on peut induire avec de l'isoflurane au masque si on réussit à faire une contention efficace ou en plaçant l'animal dans un sac. Sinon, on peut utiliser des produits anesthésiques injectables à courte durée d'action.

A.2.4.3. Intubation

L'intubation doit être réalisée lorsque l'intervention risque d'être longue afin d'éviter les fausses déglutitions en cas de régurgitation.

Elle est difficile car les espèces du genre *Macropus* ont une cavité buccale étroite et s'ouvrant peu. D'autre part, le larynx est plus petit que chez des Mammifères euthériens de taille équivalente.

La technique est la suivante. L'animal est placé en décubitus dorsal, cou complètement étendu. La mâchoire est ouverte autant que possible. Un laryngoscope long (15 cm) et droit permet de visualiser le larynx. Puis on passe une sonde endotrachéale semi-rigide et droite. Cependant, une fois entrée dans la cavité buccale, la sonde peut gêner la visualisation du larynx. D'où l'intérêt de bien aligner la tête et la glotte. Si des difficultés sont rencontrées, on peut utiliser une sonde de diamètre inférieure (par exemple une sonde urinaire pour chien) qui permet de conserver une bonne visibilité ; dans un premier temps, on intube jusqu'à la trachée avec cette petite sonde ; puis on s'en sert pour faire glisser autour la sonde endotrachéale ; l'autre sonde peut être retirée. On fixe la sonde d'intubation à l'aide de liens passant autour de la sonde puis attachés à la base du crâne, derrière les oreilles.

A.2.4.4. Circuits

Le type de circuit est choisi selon le poids de l'animal :

- pour les individus de poids < 10 kg : utiliser un circuit non-réinhalatoire (ouvert) ;
- pour les individus de poids > 10 kg : utiliser un circuit réinhalatoire (fermé).

Le masque peut être fabriqué avec une bouteille en plastique de taille variable ; un gant sert de lien entre le masque et le museau de l'animal.

A.2.4.5. Produits anesthésiques

L'isoflurane est actuellement le gaz anesthésique le plus sûr. Le protocole dépend du type de circuit (cf. tabl. 13). Si l'on ne dispose pas de ce produit, on peut le remplacer par de l'halotane, mais ce dernier est moins sécurisé et demande une surveillance beaucoup plus étroite.

Tableau 13 : Protocoles d'anesthésie gazeuse à l'isoflurane chez les espèces du genre *Macropus*.
[28, 43, 96]

| Type de circuit | Débit d'oxygène | Taux d'isoflurane |
|---------------------------------------|-------------------------------------|--|
| Circuit non-réinhalatoire (<10 kg) | 200 mL/kg/min (minimum : 1L/min) | Induction: 5% Maintenance : 2% ⁽¹⁾ |
| Circuit réinhalatoire. (>10 kg) | 50 mL/kg/min | Maintenance : 2% ⁽¹⁾ |

(1) : Le pourcentage d'isoflurane en maintenance varie selon l'espèce et l'individu.

A.2.4.6. Surveillance

La surveillance est la même que pour une anesthésie fixe.

A.2.5. Téléanesthésie

Si nécessaire, il est possible de réaliser l'anesthésie à distance à l'aide de seringues projectiles. [24]

Il est primordial de choisir un protocole avec lequel l'induction est de très courte durée. En effet, quand il reçoit le projectile, l'animal s'enfuit et il peut à ce moment-là se blesser ou s'endormir à un endroit très éloigné.

D'autre part, le volume de fluide à injecter doit être faible pour répondre à la contrainte de la flèche.

D'après une étude, de très bons résultats sont obtenus avec une association de phencyclidine et fentanyl chez le *M. agilis* (cf. tabl. 14) : l'induction et le réveil se font en douceur, le volume à injecter est faible et l'immobilisation a lieu rapidement [58].

Tableau 14 : Protocole possible de téléanesthésie. [58]

| Produits | Posologie, voie d'administration | Effets |
|-----------------------------|----------------------------------|--|
| Phencyclidine + Fentanyl | 2,0 mg/kg IM 0,02 mg/kg IM | - Début (sommolence, ataxie): 3 min - Immobilisation au bout de 4,5 min - Pendant 60 min |

A.2.6. Tranquillisants longue action

Les tranquillisants longue action sont nécessaires dans certains cas pour diminuer la nervosité et le stress des animaux qui pourraient alors se blesser. Chez les espèces du genre *Macropus*, on peut notamment utiliser ces produits lorsqu'un animal doit être enfermé (isolement pour soins, transport...) ou encore lors d'un changement d'enclos.

A.2.6.1. Protocoles

Différentes molécules sont disponibles. Plusieurs protocoles sont décrits dans le tableau 15.

Tableau 15 : Protocoles de tranquillisation longue durée chez les espèces du genre *Macropus*. [41, 42]

| Produits | Posologie, voie d'administration | Effets | Espèces chez qui l'efficacité est reconnue |
|--|---|--|---|
| Zuclopenthixol decanoate + Pipothiazine palmitate | 10 mg/kg IM 10 mg/kg IM | - Début 24 h après - Pic d'action à 6-9 jours - Pendant 10 jours | <i>M. rufogriseus</i> |
| Fluphenazine decanoate | 2,5 mg/kg IM | - Début 24 à 72 h - Pendant 3 à 4 semaines | Macropodidés |

A.2.6.2. Effets

L'intensité de la réponse aux tranquillisants longue action est variable selon les individus.

A la dose de 10 mg/kg de zuclopenthixol (IM) et de 10 mg/kg de pipothiazine palmitate, la modification des paramètres sanguins hématologiques et biochimiques est minime. [41]

B. EXAMEN CLINIQUE

Une fois la contention réalisée, on peut procéder à un examen clinique. De même que pour les espèces domestiques, il est nécessaire de se renseigner sur l'alimentation et le logement de l'animal afin de détecter des problèmes zootechniques pouvant favoriser voire être responsables de certains troubles de la santé.

L'examen clinique comprend plusieurs étapes. [28]

B.1. Examen physique

B.1.1. Examen de l'état général

On apprécie le développement des masses musculaires. L'animal est pesé, le poids est comparé avec les valeurs standard de l'espèce.

B.1.2. Examen externe

Un examen du pelage peut permettre de détecter certaines lésions telles que des lésions à pox virus (cf. 4^{ème} partie, B.3.2.), des dépilations arrondies (dermatophylose...) ou encore des blessures (traumatisme) (cf. 4^{ème} partie, B.4.2).

B.1.3. Examen du cloaque

La température corporelle est mesurée. Cependant, elle peut être modifiée par le stress de la contention ou par l'anesthésie.

Une éversion du cloaque permet d'examiner l'anus et les parties externes de l'appareil génital.

B.1.4. Inspection de la poche

Une inspection complète de la poche est primordiale pour s'assurer de la santé de la mère et du jeune dans la poche. Une marsupie en bon état est fermée par un sphincter musculaire souple ; l'intérieur est dépilé, sans rugosité, et recouvert d'une sécrétion cireuse noire inodore présente en quantité faible à modérée.

L'âge du jeune dans la poche peut être déterminé par sa taille et son pelage. Le jeune doit être manipulé le moins possible.

B.2. Examen ophtalmique

L'examen des yeux peut révéler certaines anomalies (cataracte juvénile...). Il est possible de dilater la pupille avec une goutte de tropicamide 1%. [109]

B.3. Examen de la cavité buccale

On observe la cavité buccale, c'est-à-dire :

- les gencives (gingivites, poches gingivales...) ;
- les dents (nombre, fixité,...) ;
- les aliments présents (impactions de nourriture...).

Cet examen est primordial dans la détection d'une nécrobacillose qui doit être la plus précoce possible (4^{ème} partie, B.10.1.). Il n'est pas facile à réaliser car l'ouverture de la cavité buccale est faible. L'odeur peut servir à détecter des dents infectées. [20]

B.4. Examen cardio-respiratoire

Une auscultation du coeur et de l'appareil respiratoire permet de détecter certaines anomalies : troubles du rythme, bruits surajoutés, fréquence cardiaque anormale... De même, une auscultation de l'appareil respiratoire permet de déceler une bradypnée ou tachypnée et des bruits surajoutés. L'observation des mouvements respiratoires peut permettre de constater des mouvements anormaux : discordance, amplitude trop faible ou élevée des mouvements costaux ou abdominaux...

Les valeurs physiologiques de certains paramètres sont données dans la 1^{ère} partie (cf. 1^{ère} partie, C.4.). Il faut cependant tenir compte des modifications éventuelles liées au stress ou à l'anesthésie.

C. PRÉLÈVEMENTS ET EXAMENS COMPLÉMENTAIRES

De nombreux examens complémentaires sont facilement réalisables chez les animaux appartenant au genre *Macropus* : examens sanguins, coprologiques, urinaires et radiographiques. Ceci est d'autant plus intéressant que selon l'examen et l'espèce, on dispose de valeurs de référence permettant l'interprétation du résultat.

C.1. Examens sanguins

C.1.1. Sites de prélèvements

Plusieurs sites de ponction veineuse sont possibles.

La veine ventrale caudale offre un accès facile. Elle est ponctionnée à la base de la queue, l'aiguille étant perpendiculaire à la surface de la peau. Elle permet de prélever un volume conséquent de sang. La prise de sang peut y être réalisée sur un animal vigile.

Les veines latérales caudales sont très facilement accessibles chez les Macropodidés. Elles se situent sur chaque face latérale de la queue. Il est conseillé de poser un garrot à la base de la queue avant d'effectuer la prise de sang. Elles sont le site de choix pour la pose d'un cathéter.

Les veines céphaliques, présentes sur la face dorsale des membres antérieurs, peuvent être prélevées.

Les veines saphènes, situées face médiale des membres postérieurs, et les veines jugulaires, de part et d'autre de la trachée, sont larges et facilement visibles. Cependant, il est difficile de les stabiliser et les hématomes ont tendance à s'y collecter. [28, 43]

C.1.2. Valeurs usuelles de paramètres hématologiques et biochimiques

C.1.2.1. Comparaison avec d'autres espèces domestiques

Les paramètres hématologiques et biochimiques des Marsupiaux ont des valeurs assez proches de celles des Mammifères euthériens. En choisissant une espèce domestique de carnivore ou herbivore appropriée, on peut établir la comparaison des valeurs obtenues lorsqu'on ne dispose pas de normes. Ainsi, d'après une étude sur *M. eugenii*, les concentrations sériques ou plasmatiques en analytes de ce wallaby sont proches de celles des ouistitis et des lapins. [22, 28]

C.1.2.2. Valeurs selon l'espèce

Les valeurs de paramètres biochimiques et hématologiques obtenues chez plusieurs espèces du genre *Macropus* (*M. rufus*, *M. rufogriseus*, *M. eugenii*, *M. giganteus* et *M. fuliginosus*) sont regroupées respectivement dans les tableaux 16 et 17.

Tableau 16 : Valeurs de paramètres hématologiques chez 5 espèces appartenant au genre *Macropus* : *M. rufus*, *M. rufogriseus* et *M. eugenii*. [28, 42, 43]

| Paramètre | <i>M. rufus</i> | <i>M. rufogriseus</i> | <i>M. eugenii</i> | <i>M. giganteus</i> | <i>M. fuliginosus</i> |
|---|-----------------|-----------------------|-------------------|---------------------|-----------------------|
| PCV (L/L) | 0,46-0,51 | 0,40-0,56 | 0,47 ± 0,01 | 0,44 ± 0,01 | 0,48 ± 0,02 |
| Hématies (×10 ¹²) | 4,9-5,7 | 4,4-6,6 | 5,88 ± 0,2 | 5,1 ± 0,34 | 5,1 ± 0,18 |
| Hémoglobine (g/L) | 160-180 | 140-197 | 159 ± 4 | 154 ± 2 | 165 ± 6 |
| V.G.M. (fL) | 86-98 | 77-93 | 80 ± 2 | - | - |
| T.C.M.H. (pg) | 30-34 | 27-33 | 27 ± 0,6 | 30,2 ± 1,1 | 32,1 ± 1,3 |
| C.C.M.H. (g/L) | 340-360 | 345-376 | 340 ± 6 | 350 ± 5 | 345 ± 6 |
| Réticulocytes (%) | - | 0-4,8 | - | - | - |
| Hématies nucléées (×10 ⁹ /L) | - | 0-0,1 | - | - | - |
| Leucocytes (×10 ⁹ /L) | 3,8-7,1 | 3,5-10,5 | 5,5 ± 0,3 | 3,4 ± 1,5 | 6,7 ± 3,3 |
| Polynucléaires neutrophiles (×10 ⁹ /L) | 2,0-4,7 | 1,1-5,0 | 2,8 ± 0,4 | - | - |
| Lymphocytes (×10 ⁹ /L) | 1,2-2,4 | 1,6-5,3 | 2,2 ± 0,2 | 1,3-3,9 | 0,21-3,47 |
| Monocytes (×10 ⁹ /L) | 0,1-0,3 | 0-0,6 | 0,3 ± 0,04 | 0,25-0,35 | 0,03-0,46 |
| Polynucléaires éosinophiles (×10 ⁹ /L) | 0,06-0,13 | 0-0,5 | 0,2 ± 0,04 | 0,23-0,34 | 0,01-0,67 |
| Polynucléaires basophiles (×10 ⁹ /L) | - | 0-0,2 | 0 | - | 0-0,1 |
| Plaquettes (×10 ⁹ /L) | - | 136-485 | - | - | - |
| Fibrinogène (g/L) | - | 1,1-3,5 | - | - | 0-5 |

Tableau 17 : Valeurs de paramètres biochimiques sanguins chez 5 espèces du genre *Macropus* : *M. rufus*, *M. rufogriseus*, *M. eugenii*, *M. giganteus* et *M. fuliginosus*. [22, 28, 42, 43, 90]

| Analyte | <i>M. rufus</i> | <i>M. rufogriseus</i> | <i>M. eugenii</i> | <i>M. giganteus</i> | <i>M. fuliginosus</i> |
|--------------------------------------|-----------------|-----------------------|-------------------|---------------------|-----------------------|
| Protéines totales (g/L) | 60-68 | - | 50-74 | - | 44,8-74,2 |
| Albumine (g/L) | 28-34 | - | 26-42 | - | 27,2-35,8 |
| Globulines (mg/dL) | 3,3 | - | 1,79 | - | - |
| Glucose (mg/dL) | - | 21,06 ± 6,3 | 28,8-120,6 | - | 46,8-174,6 |
| Bilirubine (μmol/L) | - | - | - | - | 0,2-6,9 |
| PAL (U/L) | - | - | 831 ± 85 | - | 102-1020 |
| ALAT (U/L) | 30-41 | - | 36 ± 5 | 25-51 | 12-100 |
| ASAT (U/L) | 36-43 | - | 75 ± 18 | 53-60 | 16-274 |
| BSP (demi-vie en min) ⁽¹⁾ | 2,7 ± 0,28 | 2,7 ± 0,28 | - | 2,7 ± 0,28 | - |
| LDH (U/L) | 30-85 | - | - | - | - |
| SDH (U/L) | - | - | 6 ± 6 | - | - |
| CK (U/L) | - | 1083 ± 1466 | - | - | 175-5747 |
| Urée (mg/dL) | - | 24 ± 5 | 18,0-80,4 | - | 84-95,6 |
| Créatinine (mg/dL) | - | 1,2 ± 0,3 | 0,95-1,55 | - | 0,363-0,825 |
| Calcium (mg/dL) | - | 10,1 ± 0,9 | 4,88-10,48 | - | 8,56-10,84 |
| Phosphore (mg/dL) | - | 6,8 ± 2,0 | 1,98-7,56 | - | 3,66-10,60 |
| Sodium (mEq/L) | 146-152 | 141 ± 5 | 142-156 | 134,5 | - |
| Potassium (mEq/L) | 4,6-5,6 | 4,5 ± 0,7 | 3,5-5,6 | 5,3 | - |
| Chlore (mEq/L) | - | 97 ± 5 | 70-106 | - | - |
| Magnésium (mg/dL) | - | - | 2,33-3,86 | - | - |

⁽¹⁾ Demi-vie de la bromosulphatéine calculée sur du plasma de 3 *M. giganteus*, 1 *M. rufus* et 1 *M. rufogriseus*.

La bromosulphatéine est un bon indicateur de la fonction hépatique. Il est intéressant de noter que la valeur de sa demi-vie chez les espèces du genre *Macropus* n'est pas significativement différente de celle du mouton. [90]

Les valeurs de la plupart des paramètres biochimiques et hématologiques sont assez proches d'une espèce à l'autre. On peut donc penser que, lorsqu'on ne dispose pas des valeurs usuelles d'une espèce du genre *Macropus*, on peut utiliser celles d'une autre espèce du genre *Macropus*. [42, 43]

C.1.2.3. Normes selon l'âge et le sexe

Il est intéressant de disposer de valeurs de paramètres biochimiques selon le sexe et l'âge des individus. Dans le tableau 18, la distinction est faite entre adultes et juvéniles et entre mâles et femelles chez *M. eugenii*.

« Juvénile » désigne un animal qui est sorti de la poche (environ 250 jours) mais qui n'a pas encore atteint l'âge de la reproduction (environ 12 mois pour les femelles et 18 mois pour les mâles).

Tableau 18 : Valeurs de paramètres biochimiques chez *M. eugenii* adultes et juvéniles (moyenne \pm SD).
[22]

| Analyte | Mâles adultes | Femelles adultes | Juvéniles |
|---|--------------------|--------------------|-------------------|
| Sodium (mmol/L) | 146,71 \pm 2,96 | 146,12 \pm 4,76 | 145,89 \pm 5,23 |
| Potassium (mmol/L) ⁽¹⁾ | 4,30 \pm 0,58 | 4,38 \pm 0,46 | 5,27 \pm 1,01 |
| Chloride (mmol/L) ⁽²⁾ | 100,35 \pm 2,70 | 98,58 \pm 4,58 | 98,00 \pm 2,29 |
| Magnésium (mmol/L) | 1,09 \pm 0,21 | 1,11 \pm 0,17 | 1,11 \pm 0,12 |
| Calcium (mmol/L) ⁽¹⁾⁽²⁾ | 2,58 \pm 0,12 | 2,44 \pm 0,21 | 2,82 \pm 0,28 |
| Zinc (μ mol/L) | - | 15,6 \pm 2,5 | - |
| Phosphate (mmol/L) ⁽¹⁾⁽²⁾ | 1,56 \pm 0,38 | 1,42 \pm 0,34 | 2,23 \pm 0,76 |
| Ammonium (μ mol/L) ⁽¹⁾ | 125,75 \pm 81,41 | 100,08 \pm 62,52 | 282 \pm 212,52 |
| Urée (mmol/L) ⁽²⁾ | 7,97 \pm 2,28 | 7,13 \pm 2,26 | 6,82 \pm 1,39 |
| Créatinine (μ mol/L) ⁽¹⁾⁽²⁾ | 106,19 \pm 12,46 | 101,53 \pm 12,40 | 87,44 \pm 12,81 |
| Glucose (mmol/L) ⁽¹⁾⁽²⁾ | 3,87 \pm 1,16 | 3,28 \pm 1,10 | 7,06 \pm 2,73 |
| Protéines totales (g/L) ⁽¹⁾ | 63,32 \pm 5,43 | 63,34 \pm 6,16 | 54 \pm 4,41 |
| Albumine (g/L) | 38,84 \pm 4,62 | 38,01 \pm 3,47 | 36,38 \pm 3,62 |

(1) Différences significatives entre les adultes et les juvéniles

(2) Différences significatives entre les mâles et les femelles

On observe des différences significatives entre les adultes et les juvéniles pour plusieurs paramètres, les plus importantes étant celles des protéines totales, la créatinine et le glucose. La différence en protéines totales peut être due au fait que l'organisme des individus juvéniles contienne plus d'eau que celui des adultes. La différence en créatinine peut être mise en parallèle avec la différence de poids et de masse musculaire des juvéniles par rapport aux adultes. De même que chez les ouistitis, la concentration en glucose est plus élevée chez les jeunes, probablement à cause du régime alimentaire différent de celui des adultes.

D'autre part, on note des différences significatives entre les mâles et les femelles, notamment en calcium, chloride, créatinine, urée, phosphate et glucose. La différence de concentration en urée et créatine s'explique probablement par la différence de poids et de développement musculaire entre les deux sexes. [22]

C.2. Prélèvements de fèces et examens coproscopiques

C.2.1. Prélèvement de fèces

La collection de fèces doit être faite si possible avec des fèces émises de façon volontaire. On choisit des matières fécales fraîches et on élimine les contaminants du sol. Sinon, il faut éverser le cloaque pour accéder directement à l'anus en position dorsale. [28]

C.2.2. Examens coproscopiques

La coproscopie consiste en la recherche d'éléments parasites éliminés dans les matières fécales : adultes entiers ou segments, oeufs et larves.

Dans un premier temps, on réalise l'examen macroscopique. La consistance, la couleur des fèces et la présence de certains éléments nous apportent des informations ; ainsi, on peut

détecter des traces de sang, une diarrhée, des parasites adultes entiers (ascaris).

Dans un second temps, on pratique une étude microscopique. Deux techniques différentes existent :

- la technique de sédimentation ; elle est nécessaire pour trouver les douves (*Fasciola hepatica*) infestant les plus grandes espèces ;
- la technique de flottation ; elle permet de détecter la plupart des parasites internes des Macropodidés, tels *Eimeria* et les strongles gastriques ; elle est recommandée en routine. Une méthode possible est celle de Janeckso-Urbanyi. Le principe est que les éléments de plus faible densité (œufs) remontent à la surface et se collent à la lamelle, alors que les plus gros débris sédimentent au fond du tube. La réalisation se fait en plusieurs étapes :

1. Prélever environ 5g de fèces après avoir homogénéisé les prélèvements.
2. Ajouter 20 à 25 mL de solution d'iodomercurate de potassium (d = 1,44). Triturer.
3. Tamiser à l'aide d'une passoire métallique.
4. Verser le produit de tamisage dans un tube sec en verre de 15 mL jusqu'à formation d'un ménisque.
5. Déposer une lamelle carrée sur le dessus du tube, en évitant d'emprisonner des bulles d'air.
6. Centrifuger à 2300 tours par minute, pendant 5 minutes.
7. Déposer la lamelle sur une lame.

La lecture de la lame se fait au grossissement 100. Pour rechercher les protozoaires, il est nécessaire de passer au grossissement 400. [4]

C.3. Prélèvements urinaires et examens urinaires

L'urine peut être prélevée sur un sol propre ou par cystocentèse.

L'aspect de l'urine est contrôlé. Il ne faut pas oublier que, une fois émise, l'urine prend une coloration rougeâtre ou foncée.

On peut réaliser une bandelette urinaire ; le niveau de glucose peut être faux à cause du glucuronide produit lors de la dégradation des végétaux.

Lors de cytologie urinaire, il est fréquent d'observer une spermatorrhée. [28]

C.4. Examens radiologiques

On peut réaliser des clichés radiographiques du squelette et des tissus mous pour diverses raisons (pneumonie, fracture...) ; il est conseillé d'en pratiquer pour mettre en évidence des lésions granulomateuses dues à une tuberculose (cf. 4^{ème} partie, B.9.2.).

Une radiographie de la cavité buccale est recommandée lorsqu'une nécrobacillose buccale est suspectée ou déclarée afin de vérifier l'état des racines des molaires et des os environnants (cf. 4^{ème} partie, B.10.1). [28]

D. UTILISATION DES PRINCIPALES MOLÉCULES

D.1. Voies d'administration

Les administrations par voie parentérale peuvent être réalisées par injections intra-veineuses au niveau des veines décrites précédemment (cf. 3^{ème} partie, C.1.1.), les veines latérales caudales étant le meilleur site.

Les injections intra-musculaires peuvent être réalisées dans n'importe quel muscle développé des membres arrière.

Les injections sous-cutanées sont faites sous la peau au niveau d'une masse musculaire; elle est facilement réalisée au niveau des flancs.

La fermentation microbienne stomacale des Macropodidés peut être perturbée lors d'administration d'antibiotiques par voie parentérale et surtout par voie orale. Les espèces du genre *Macropus* étant herbivores, on peut envisager dans ce cas une transfaunation avec du matériel fécal. [28]

D.2. Choix de l'antibiotique

La fermentation stomacale des kangourous, wallabies et wallarous dépend des fibres pour la motricité et des micro-organismes pour la digestion. L'équilibre de ces derniers doit donc être préservé. La flore stomacale des Macropodidés est semblable à celle des ruminants et des animaux à fermentation microbienne postérieure (lapins, cochons d'inde...). Par conséquent, les règles concernant l'antibiothérapie sont les mêmes : il faut choisir une molécule à spectre large et surtout n'agissant pas de façon sélective sur les bactéries Gram +. Ainsi, il faut éviter les bêta-lactamines et les macrolides. Par contre, il est recommandé de choisir des molécules dont la cible est principalement les bactéries Gram -. C'est le cas des aminosides, des quinolones, des sulfamides, du sulfa-triméthoprim, et de certaines céphalosporines de troisième génération à activité Gram -. Le métronidazole est adapté contre les germes anaérobies. Les dernières générations de pénicilline (carbénicilline, pipéracilline) doivent être utilisées avec précautions. [51]

D.3. Posologie des principales molécules

Bien que les Marsupiaux aient un métabolisme inférieur aux Mammifères euthériens, les posologies rapportées dans la littérature et les doses efficaces semblent indiquer que les posologies sont en fait proches de celles utilisées pour les espèces domestiques. Ainsi, lorsque l'on ne dispose pas de référence pour les espèces du genre *Macropus*, on peut utiliser la molécule à la posologie recommandée pour une espèce placentaire domestique herbivore de poids comparable (lapin, mouton...). [51]

Le tableau 19 regroupe les principaux médicaments utilisés chez les *Macropus* spp, les posologies étant celles trouvées dans la littérature et établies de façon empirique. L'exception dans cette liste est le chloramphénicol : la posologie chez *M. eugenii* est issue d'une étude pharmacocinétique (50 mg/kg IM toutes les 12h).

Tableau 19 : Principales molécules thérapeutiques utilisables chez les espèces du genre *Macropus* et leur posologie. [4, 20, 42, 51, 59, 65, 97]

| Molécule | Posologie | Voie d'administration | Utilisation, spectre ; commentaire |
|-----------------------------------|--|-----------------------|--|
| <u>ANTIBIOTIQUES</u> | | | |
| Ceftiofur | 1 mg/kg | IM | Antibiotique large spectre |
| Chloramphénicol | 50 mg/kg, 2 fois/j | IM | Antibiotique large spectre |
| Clindamycine | 11 mg/kg | IM | Antibiotique |
| Enrofloxacin | 2,5-5,0 mg/kg, 1 à 2 fois par jour | PO, IM, SC | Antibiotique large spectre - <i>Nécrose tissulaire possible en IM, SC</i> |
| Gentamicine | 1,5-2,5 mg/kg, 1 fois/j | SC, IM, IV | - <i>Compléter avec une fluidothérapie.</i> |
| Métronidazole | 60-80 mg/kg 1 fois par jour | PO | Actif contre les pathogènes anaérobies et les flagellés. Gastroentéropathie et nécrobacillose. |
| Oxytétracycline | 10 à 40 mg/kg 1 fois toutes les 48h | IV | Antibiotique large spectre. Nécrobacillose. |
| Pénicilline | 22-25000 UI/kg, 1 à 2 fois/j, 14-30 j | IM, SC | - <i>Compléter avec un apport de lactobacilles par VO</i> |
| Tétracycline | 10 mg/kg, 1 fois/j | IM | Hémobartonellose, épérythrozoonose |
| Sulfatriméthopine | 10-20 mg/kg, 1 à 2 fois/j | IM, PO | - <i>Vérifier l'état d'hydratation de l'animal</i> - <i>Nécrose possible en SC</i> |
| <u>ANTI-INFLAMMATOIRES</u> | | | |
| Butorphanol | 0,1-0,5 mg/kg, 3 à 4 fois/j | IM, SC, PO | Analgésie |
| Carprofène | 4 mg/kg | SC | AINS |
| Dexaméthasone | 0,2 mg/kg, 1 à 2 fois/j | IM, IV, SC | Anti-inflammatoire |
| Dexaméthasone | 0,5-2 mg/kg | IM, IV | Choc |
| Flunixin | 1 mg/kg, 1 à 2 fois/j | SC, IM | AINS |
| Kétoprofène | 1-2 mg/kg | | AINS |
| Prednisolone | 0,1-0,2 mg/kg, 1 fois/j | IM, SC, PO | Corticoïde |

| | | | |
|---------------------------------|---|----------------|---|
| <u>ANTI-PARASITAIRES</u> | | | |
| Amprolium | 125 ppm | PO | Coccidies |
| Griséofulvine | 20 mg/kg, 1 fois/j, 30 à 60 j | PO | Dermatophytes (<i>Trychophyton</i>) |
| Ivermectine | 0,2 mg/kg | PO, SC | Nématodes |
| Lévamisole | 10 mg/kg | PO | Helminthes |
| Métabendazole ⁽¹⁾ | 20 mg/kg pendant 5 jours | PO | Trématodes (<i>Fasciola sp.</i>) et cestodes |
| | 25 mg/kg pendant 2 jours | PO | Nématodes |
| Métronidazole | 80 mg/kg 1 fois par jour | PO | Flagellés |
| Niclosamide | 150 mg/kg/jour | PO | Trématodes (<i>Fasciola sp.</i>) |
| Nystatine | 25000 UI/ 5 kg, 3 fois/j pendant 3 j | PO | <i>Candida sp</i> |
| Pipérazine | 100 mg/kg | PO | Helminthes |
| Sulfadimérazine | 1000 mg/kg/jour | PO | Coccidies |
| Sulfadiméthoxine | 50 mg/kg, 1 fois/j pendant 10 j | PO | Coccidies |
| Toltrazuril | 25 mg/kg/jour pendant 3 jours | PO | Coccidies |
| Thiabendazole | 44 mg/kg/jour | PO | <i>Trichostrongylus</i> |
| <u>AUTRES</u> | | | |
| Cisapride | 0,25 mg/kg, 1 à 3 fois/j | PO, IM | Motricité du tube digestif |
| Furosémide | 1-4 mg/kg, 3 à 4 fois/j | SC, IM | Diurétique |
| Métoclopramide | 0,05-0,1 mg/kg 2 à 4 fois par jour | IV, IM, SC, PO | Augmentation de la motricité du tube digestif |
| Vitamines B | 0,01-0,02 mL/kg | IM | Vitamines |
| Vitamine E | 25 mg/animal/j | PO | Vitamine |

⁽¹⁾ Le métabendazole est décrit comme toxique chez les marsupiaux par certains auteurs selon lesquels il provoque une neutropénie, une aplasie médullaire, une entérite sévère et une hémorragie.

CONCLUSION

Chez les animaux appartenant au genre *Macropus*, il est possible de mettre en place une démarche diagnostique complète grâce aux possibilités de contentions, d'examen et de thérapeutique établis chez ces espèces.

4^{ÈME} PARTIE :

PATHOLOGIE EN

CAPTIVITE

Les individus captifs du genre *Macropus* présentent une pathologie propre, de par leur physiologie particulière mais également par leur statut captif. Il est utile de présenter les caractéristiques et l'importance de leur pathologie mais également les principales maladies rencontrées en captivité.

A. IMPORTANCE

A.1 Les principales maladies rencontrées et leur fréquence

Le zoo de Détroit a réalisé une étude rétrospective sur onze ans pour évaluer l'atteinte parasitaire et infectieuse de différentes espèces de Mammifères au sein de leur collection. Il en ressort que les *Macropus* spp faisaient partie des espèces les plus touchées. Les parasites (surtout internes) représentent la principale cause de morbidité (60,2% des animaux évalués) alors que les infections ne sont responsables de morbidité que chez 20,8% des animaux mais par contre, elles sont la principale cause de mortalité. [55]

Au zoo de Mulhouse, l'autopsie des wallabies morts au sein du zoo au cours des 33 dernières années permet d'évaluer la fréquence relative des causes de mort dans ce parc pour cette espèce. La mortalité juvénile, les problèmes digestifs et les phénomènes de tumeurs et abcès sont les principales causes de mort. (cf. tabl. 20)

Tableau 20 : Cause de mortalité chez les wallabies du Zoo de Mulhouse.
(n=63, du 28/12/1971 au 28/07/2004)

| Cause de mortalité | Pourcentage d'animaux | Nombre d'animaux |
|---------------------------|------------------------------|-------------------------|
| Mortalité juvénile | 18 % | 11 |
| Tumeur-Abcès-Septicémie | 15 % | 9 |
| Digestif | 15 % | 9 |
| Respiratoire | 13 % | 8 |
| Prédation | 4 % | 3 |
| Viol-stress | 4 % | 3 |
| Péritonite | 4 % | 3 |
| Carence en vitamine E-Se | 2 % | 1 |
| Tétanos | 2 % | 1 |
| Indéterminé-Autolyse | 23 % | 15 |

Au jardin exotique-parc animalier de Sanary-Bandol, le groupe de *M. rufogriseus* rencontre des problèmes de traumatismes et d'expulsions de la poche mais aucun de nécrobacillose. La ration alimentaire est composée de foin et luzerne, de granulés « Mazuri Macropods », de fruits et légumes (pommes, carottes, courgettes) et de branches (bambou, mûrier). L'enclos est nettoyé deux fois par semaine et désinfecté deux fois par an au sulfate de cuivre. Les wallabies ne sont pas vaccinés.

Le zoo de La Barben a perdu presque tout son groupe de *M. rufogriseus* soit une quinzaine d'individus suite à la nécrobacillose au cours des trois dernières années. Le groupe, composé de 2 mâles et de femelles présentés sur 300 m², jusqu'à lors ne présentant pas d'agressivité entre eux, a été déséquilibré suite à la mort de deux femelles. Des bagarres sont alors apparues et les cas de nécrobacillose au niveau de la cavité buccale se sont ensuite succédés. Les animaux en soins étaient isolés.

Les problèmes rencontrés chez les kangourous, wallabies et wallarous en captivité varient donc selon le groupe d'individus considéré. Cependant, il ressort que les maladies les plus fréquentes sont les problèmes parasitaires (coccidiose, toxoplasmose), les gastroentéropathies, les traumatismes et surtout la nécrobacillose. [53]

A.2. Les parasites internes rencontrés en captivité et leur importance

A.2.1. Des parasites internes nombreux et variés

L'infestation parasitaire n'est pas négligeable chez les espèces du genre *Macropus* en captivité, bien que les parasites internes mis en cause semblent être assez différents d'un endroit à l'autre. En effet, d'après une étude réalisée dans trois parcs zoologiques français (parc de la Tête d'or, zoo du bois de Vincennes et safari de Peaugres) en 2003, le parasitisme de *M. rufogriseus* est assez diversifié dans ces parcs et aucun véritable profil parasitaire ne se détache. *Rugopharynx australis*, parasite spécifique, infeste souvent cette espèce en captivité. D'autres strongles sont présents mais à un faible niveau d'émission. Des coccidies *Eimeria* spp sont émises à des niveaux très variables.

A.2.2. Prophylaxie et traitement

- **Prophylaxie sanitaire**

Des nettoyages réguliers de l'enclos et une distribution de la nourriture dans de bonnes conditions d'hygiène ne favorisant pas la transmission parasitaire sont importants pour prévenir les contaminations parasitaires.

- **Traitement médical**

Différents protocoles de vermifugation sont possibles. Les traitements peuvent être faits selon un calendrier, avec des administrations régulières au cours de l'année. On peut également choisir de réaliser régulièrement des coproscopies afin de déterminer la nature et le niveau d'infestation des individus puis on adapte le traitement au résultat. Cette dernière méthode permet d'évaluer l'infestation, de ne traiter que si nécessaire et avec un produit dont le spectre correspond aux espèces parasitaires détectées ; cependant, il nécessite la réalisation de coproscopies.

Plusieurs anti-parasitaires peuvent être utilisés chez les espèces du genre *Macropus*. Le mébendazole est intéressant de par son large spectre et son index thérapeutique élevé. Cependant, il est décrit comme toxique chez les Marsupiaux par certains auteurs qui lui attribuent divers effets secondaires : neutropénie, aplasie médullaire, entérite sévère et hémorragie [42]. Le fenbendazole est couramment employé.

A.3. Relation entre les facteurs zootechniques et certaines maladies

A.3.1. Facteurs zootechniques déterminants

Les conditions de captivité jouent un rôle déterminant dans l'apparition ou non de maladies. Plusieurs facteurs zootechniques rentrent en jeu :

- le logement (densité, espace, sol, hygiène...) ;
- la composition du groupe (nombre de mâles adultes, présence d'autres espèces...) ;
- l'alimentation (aspects qualitatif et quantitatif de la ration, points de distribution...).

Tout paramètre mal adapté devient un facteur favorisant voire une source de maladie.

A.3.2. Mécanismes mis en jeu

- **Mécanismes généraux**

Nous avons déjà décrit l'effet du stress sur le système immunitaire : l'immuno-dépression induite par un environnement non approprié rend l'animal plus susceptible de développer certaines maladies (cf. 3^{ème} partie, C.6.).

D'autre part, une densité élevée ou encore de mauvaises conditions d'hygiène favorisent la transmission des germes et des parasites.

- **Paramètres particuliers : exemples**

L'obésité se rencontre chez des individus dont la ration alimentaire est trop calorique ou dont l'enclos ne leur permet pas de faire assez d'exercice.

La fréquence des traumatismes est augmentée quand l'enclos est mal adapté (rochers...).

L'apparition de nécrobacillose est fortement liée au logement et à l'alimentation (cf. 4^{ème} partie, B.10.1). [53]

- **Origine plurifactorielle des maladies**

Les maladies ont presque toujours une origine plurifactorielle : plusieurs facteurs favorisants ou déterminants interviennent. Un des meilleurs exemples est la nécrobacillose (cf. 4^{ème} partie, B.10.1.).

C'est pourquoi une maîtrise des facteurs zootechniques est essentielle pour limiter le développement de certaines maladies et maintenir les animaux dans un bon état de santé.

B. ETUDE DES PRINCIPALES MALADIES RENCONTRÉES EN CAPTIVITÉ CHEZ LES ESPÈCES DU GENRE *MACROPUS*

Les principales maladies touchant les animaux en captivité appartenant au genre *Macropus* sont décrites et classées selon l'appareil ou organe atteint.

B.1. Atteintes du système digestif

B.1.1. Gastroentéropathies [53]

B.1.1.1. Etiologie

Les wallabies, kangourous et wallarous ont une fermentation microbienne antérieure. Tout ce qui peut provoquer un déséquilibre de la flore stomacale, notamment une alimentation non appropriée (pas assez de foin, trop de fruits...) entraîne une gastroentéropathie plus ou moins grave. On peut avoir une prolifération de certaines bactéries, principalement les *Clostridium*, qui peut entraîner une diarrhée et une endotoxémie. L'origine peut aussi être parasitaire (*Labiostrongylus* spp, *Rugopharynx* spp...) (cf. 4^{ème} partie, A.2.1.).

B.1.1.2. Symptômes

On peut observer :

- une diarrhée intermittente qui alterne avec des périodes de constipation et d'émission de fèces secs ou entourés de mucus ;
- de l'anorexie ;
- une déshydratation ;
- une hypersalivation ;
- un animal se tenant voussé, réticent aux déplacements ;
- un grooming excessif des régions abdominale et cloacale ;
- des éructations et flatulences anormales.

B.1.1.3. Diagnostic

La clinique révèle une gastroentéropathie. On effectue une recherche dans les fèces de bactéries Gram moins (dont des spores de *Clostridium*), de Protozoaires et d'autres parasites.

B.1.1.4. Traitement

L'objectif est de rétablir la flore intestinale normale et la motricité du tube digestif. On administre :

- des facilitateurs du transit intestinal tel le métoclopramide (0,05 à 0,1 mg/kg 2 à 4 fois par jour, IV, IM, SC ou VO) ;
- du métronidazole (80 mg/kg VO, une fois par jour) ;
- un antibiotique large spectre tel l'enrofloxacin (2,5 à 5,0 mg/kg, 1 à 2 fois par jour, IM ou SC).

Quand on détecte des parasites par coproscopie, un traitement anti-parasitaire est mis en place.

La fluidothérapie permet de rétablir un état d'hydratation correct et stimule le transit du tube digestif.

Il peut être nécessaire de faire un soutien alimentaire (gavage). Dans ce cas, on laisse également du foin à disposition.

B.1.1.5. Prévention

La ration doit avoir une teneur élevée en fibres et faible en sucres et carbohydrates. Les antibiothérapies doivent être bien menées.

B.1.2. Impaction intestinale [53]

B.1.2.1. Clinique

L'impaction se situe le plus souvent au niveau du pylore et dans la partie supérieure du duodénum, mais peut également se produire dans n'importe quelle partie du tube digestif.

B.1.2.2. Diagnostic

Des radiographies notamment un transit barité aident à diagnostiquer l'impaction.

B.1.2.3. Traitement

Une intervention chirurgicale est pratiquée pour supprimer l'impaction. Le traitement médical est le même que celui d'une gastroentéropathie puisque dans les deux cas il sert à rétablir la flore intestinale et la motricité du tube digestif (cf. 4^{ème} partie, B.1.1.4.).

B.1.3. Rotavirose [6]

B.1.3.1. Agent infectieux

L'agent infectieux est un rotavirus, pathogène intestinal.

B.1.3.2. Epidémiologie

La transmission se fait par voie féco-orale. Les contaminations peuvent se faire d'une espèce à l'autre. On suppose par exemple que des Mammifères ongulés (les plus souvent atteints) peuvent transmettre les virus à des Mammifères non ongulés.

Les infections à rotavirus sont très fréquentes en parc zoologique et touchent de nombreuses espèces de Mammifères dont les Macropodidés [92]. Les individus élevés à la main privés de colostrum sont les plus susceptibles.

B.1.3.3. Signes cliniques

Le symptôme typique de la rotavirose est une diarrhée associée à une gastro-entérite. Cependant, dans certains cas, le virus est présent sans qu'il n'y ait de manifestation clinique. Des infections bactériennes gastro-intestinales secondaires peuvent se produire.

B.1.3.4. Diagnostic

Une détection des antigènes de rotavirus dans les fèces est possible avec un test sérologique ELISA.

B.1.3.5. Traitement

On met en place un traitement de soutien. La fluidothérapie rétablit le degré d'hydratation et l'équilibre électrolytique. Il est préférable de faire les administrations de liquide par voie sous-cutanée ou intra-veineuse pour les cas les plus sévères ; sinon, on peut le faire par voie orale.

Une antibiothérapie appropriée traite les éventuelles infections bactériennes secondaires.

B.1.3.6. Prévention

Un vaccin à rotavirus et coronavirus modifiés existe pour les bovins (femelles gestantes et nouveaux-nés). Il permet uniquement une légère augmentation des anticorps colostraux chez les femelles gestantes. On ne connaît pas son efficacité chez les espèces du genre *Macropus*. Ce vaccin peut créer des résultats faux-positifs avec le test ELISA puisqu'il entraîne une excrétion de virus modifiés dans les fèces. Ceci peut rendre le diagnostic plus difficile et perturber les programmes de contrôle de la rotavirose. Par conséquent, il n'est pas recommandé d'utiliser ce vaccin chez les *Macropus* spp en captivité.

La prévention passe donc essentiellement par des mesures sanitaires (hygiène, isolement des individus infectés) et des dépistages réguliers (test ELISA) lors de suspicion.

B.1.4. Salmonellose [26]

La salmonellose était décrite autrefois comme une maladie répandue chez les Macropodidés à travers le monde. Le taux de contamination des carcasses de kangourous en Australie était assez élevé [7]. Elle ne figure cependant plus dans les publications actuelles.

B.1.4.1. Agent infectieux

L'agent infectieux est *Salmonella* spp.

B.1.4.2. Epidémiologie

Les principales matières virulentes sont les fèces.
Les jeunes sont plus touchés.

B.1.4.3. Signes cliniques

Les symptômes sont de la diarrhée, un affaiblissement, une entérite et une septicémie.

B.1.4.4. Diagnostic

Une culture fécale permet d'établir un diagnostic de certitude.

B.1.4.5. Traitement

Il faut mettre en place une antibiothérapie par voies orale et parentérale et un rétablissement de l'équilibre électrolytique. Il est important d'isoler les individus malades.

B.1.4.6. Prévention

Les mesures d'hygiène sont le meilleur moyen de prévenir la salmonellose.

B.1.5. Coccidiose à *Eimeria* spp [4, 42]

B.1.5.1. Etiologie

De nombreuses espèces d'*Eimeria* peuvent parasiter *Macropus* spp. L'association entre les espèces hôte et parasite est très spécifique. [7]

B.1.5.2. Epidémiologie

La transmission se fait par ingestion d'ookystes présents dans l'environnement. Ils sont excrétés dans les fèces d'animaux contaminés.

L'apparition de coccidiose est favorisée par un temps humide. Les animaux soumis à un stress (densité d'individus trop élevée, malnutrition, défaut d'entretien) sont plus sensibles à cette maladie. Il en est de même pour les jeunes sortant de la poche et ceux élevés à la main.

B.1.5.3. Signes cliniques

Il existe trois tableaux cliniques :

- forme suraiguë : mort subite sans prodrome ;
- forme aiguë : diarrhée noire et profuse avec parfois des traces de sang en nature ; colite ; anorexie provoquant une déshydratation ; hypoprotéinémie associée à un hydrothorax et de l'ascite ; mort en 24 heures ;
- forme subaiguë : symptômes semblables à la forme aiguë mais d'évolution moins rapide ; mort en trois jours.

B.1.5.4. Lésions

A l'autopsie, on observe une entérite aiguë et hémorragique, une inflammation et une atrophie des villosités. Une nécrose de l'antré pylorique a déjà été notée chez *Macropus fuliginosus*.

B.1.5.5. Diagnostic

Les ookystes d'*Eimeria* peuvent être trouvés par coproscopie (cf. 3^{ème} partie, C.2.2.).

B.1.5.6. Traitement

Les traitements antiparasitaires recommandés chez les espèces du genre *Macropus* contre *Eimeria* spp sont des sulfonamides associées à du toltrazuril. Il peut être nécessaire de faire une fluidothérapie lorsque la coccidiose est déclarée.

Le traitement curatif n'est généralement pas efficace.

B.1.5.7. Prévention

Une bonne hygiène de l'enclos et de la nourriture est la base de la prophylaxie de la coccidiose à *Eimeria*.

B.2. Problèmes alimentaires et métaboliques

B.2.1. Obésité [28, 89]

B.2.1.1. Etiologie

Il ne faut pas oublier que les Marsupiaux ont un métabolisme basal de 30% inférieur à celui des euthériens de taille équivalente ; leurs besoins énergétiques sont donc relativement plus faibles. Leur ration alimentaire doit en tenir compte. Si elle est trop riche, l'obésité est quasi-systématique. On l'observe fréquemment chez *M. rufogriseus* à qui on distribue des friandises (pain, sucreries...).

Un enclos trop petit ne permet pas à l'animal de faire suffisamment de mouvements et favorise l'obésité.

B.2.1.2. Conséquences

L'obésité peut provoquer une diminution de la fécondité. Des problèmes hépatiques (stéatose hépatique, lipidose hépato-rénale...) peuvent survenir.

B.2.1.3. Prévention

La prévention passe par une ration alimentaire équilibrée et par un enclos permettant à l'animal de faire assez d'exercice.

B.2.2. Hypovitaminose E

L'hypovitaminose E, fréquente chez les Macropodidés, est traitée avec la myopathie (cf. 4^{ème} partie, B.4.1.).

B.2.3. Hypovitaminose A

Une ration carencée en vitamine A provoque une hypovitaminose A (cf. 4^{ème} partie, B.3.1.).

B.3. Atteintes du tégument et des muqueuses

B.3.1. Hypovitaminose A [89]

B.3.1.1. Etiologie

L'hypovitaminose A est provoquée par une ration alimentaire carencée en vitamine A. C'est le cas des rations à base d'aliments pauvres en vitamine A ou dont la péremption vitaminique est dépassée.

B.3.1.2. Signes cliniques

Les signes cliniques sont des troubles dermatologiques (pelage sec et terne, pyodermites chroniques,...) et un mauvais état des muqueuses ; les muqueuses buccales alors fragilisées sont plus sensibles aux infections et il peut y avoir développement du syndrome « lumpy jaw ».

B.3.1.3. Traitement

Le traitement de l'hypovitaminose A est l'apport de vitamine A dans la ration alimentaire.

B.3.1.4. Prévention

Le meilleur moyen de prévenir l'hypovitaminose A est l'analyse de la ration et la supplémentation si nécessaire en vitamine A.

B.3.2. Infection aux pox virus

B.3.2.1. Agent infectieux

L'agent infectieux est un Pox virus

B.3.2.2. Mode de transmission

La transmission se fait par pénétration transcutanée, par piquûre d'insecte (moustiques souvent). [42]

B.3.2.3. Signes cliniques

On constate des dépilations autour des yeux ou des excroissances au niveau des extrémités surtout (queue, membres antérieurs et postérieurs, face) et parfois sur les paupières. Les papules, de 1 à 2 cm de diamètre, sont multiples. [42, 101]

B.3.2.4. Lésions microscopiques

Au niveau histologique, la lésion consiste en un papillome squameux sessile. On observe des corps d'inclusion cytoplasmiques éosinophiles dans les cellules épithéliales. Au microscope électronique, des particules virales sont visibles après coloration. [70]

B.3.2.5. Diagnostic

L'infection est fortement suspectée par la clinique et peut être confirmée par biopsie et histologie. [70, 101]

B.3.2.6. Traitement

L'infection se limite généralement d'elle-même. La chirurgie n'est nécessaire que si les lésions provoquent une gêne chez l'animal, par exemple le fonctionnement des paupières. On peut administrer de la vitamine A. [70, 101]

B.3.3. Herpès virose

Un des signes cliniques les plus fréquents de l'herpès virose est la présence de vésicules et d'ulcères au niveau des muqueuses buccale, cloacale ou génitale. Une conjonctivite est également probable.

L'herpès virose est traitée dans la 4^{ème} partie, B.9.3.

B.3.4. Leishmaniose cutanée [100]

B.3.4.1. Etiologie

L'agent infectieux est *Leishmania* (espèce indéterminée).

B.3.4.2. Epidémiologie

Le cycle de ce parasite infestant *M. rufus* en Australie n'est pas connu. Il est probable que ce soit une zoonose.

L'Australie est considérée comme indemne de leishmaniose endémique. Les cas de leishmaniose y sont importés, ce qui suggère que les espèces du genre *Macropus* sont susceptibles de développer une leishmaniose dans les régions où les vecteurs de *Leishmania* (phlébotomes) sont présents.

B.3.4.3. Signes cliniques

Des lésions inflammatoires chroniques de la peau sont présentes sur les oreilles, la queue et les membres. Il s'agit de papules évoluant souvent en ulcères se résolvant parfois tout seuls.

B.3.4.4. Diagnostic

On isole des *Leishmania* à partir de biopsies des lésions cutanées. On peut également rechercher des anticorps anti-*Leishmania* par sérologie.

B.3.5. Nécrobacillose

Lors d'une nécrobacillose, on a souvent une atteinte des muqueuses buccales. Celle-ci est traitée dans la 4^{ème} partie, B.9.1..

B.3.6. Candidose

Une candidose peut se traduire par des incrustations blanches au niveau des lèvres, des joues et de la langue (cf. 4^{ème} partie, B.7.6.)

B.3.7. Conjonctivite

Cf. 4^{ème} partie, B.6.1..

B.4. Troubles de l'appareil locomoteur

B.4.1. Myopathie [13, 28, 89]

B.4.1.1. Etiologie

La myopathie est due à un déséquilibre électrolytique ou à une déficience en vitamine E-Selenium.

Deux origines non exclusives l'une de l'autre sont possibles :

- carences alimentaires en vitamine E : les espèces du genre *Macropus* sont sensibles à l'hypovitaminose E. Une ration alimentaire carencée en vitamines E peut conduire rapidement à cette maladie. Ainsi, les rations à base de fourrage sec ou de granulés herbivores ne contiennent généralement pas assez de vitamine E et doivent être complémentées en vitamine E. C'est également le cas de concentrés périmés. Par contre, les animaux ayant à disposition des fourrages verts ou des granulés spéciaux pour Macropodidés sont moins sujets à cette maladie car ces aliments constituent un apport suffisant en vitamine E. (cf. tabl. 7)
- un stress excessif (changement d'enclos, de groupe...), un exercice intense (poursuite longue lors d'une capture...) : on a une libération importante de myoglobine par les muscles conduisant à la myopathie.

B.4.1.2. Signes cliniques

Les signes cliniques sont un état de faiblesse générale, de l'anorexie (inconstant), une augmentation de la fréquence cardiaque, une faiblesse musculaire puis une parésie postérieure et une amyotrophie.

Dans certains cas, on n'observe pas les symptômes : la mort est brutale. Ainsi, elle peut se produire immédiatement ou quelques jours après la capture sans aucun symptôme évocateur.

B.4.1.3. Diagnostic

Les signes cliniques évoquent une myopathie.

Celle-ci peut être confirmée par un dosage des CPK (>4000 UI). On peut aussi réaliser une biopsie musculaire pour observer des lésions typiques à l'histologie ; il faut noter que les lésions sont les mêmes quelque soit l'origine de la myopathie.

B.4.1.4. Traitement

Il faut administrer de l'alphatocophérol (environ 5 mg/kg/jour) ou de la vitamine E (60 à 200 mg/kg/jour). Il ne semble pas important d'ajouter du sélénium.

La fluidothérapie permet de rétablir l'équilibre électrolytique jusqu'à ce que l'urine retrouve un pH normal (6-8) et ne contienne plus de myoglobine.

Il est important de se renseigner sur la ration alimentaire et sur d'éventuels événements stressants survenus les jours précédents afin de pouvoir corriger le cas échéant la ration ou de supprimer les objets du stress si cela est possible. Ceci permet également de savoir s'il faut intervenir sur le reste du groupe.

B.4.1.5. Pronostic

Le pronostic est favorable quand le traitement est précoce. Par contre, sans traitement, la myopathie peut conduire à la mort.

B.4.1.6. Prévention

La myopathie est fréquente chez les Macropodidés en captivité. La prophylaxie est donc essentielle. Plusieurs points doivent être respectés :

- éviter l'hyperthermie pendant la capture : effectuer les captures lorsque la température extérieure n'est pas trop élevée, limiter le temps de poursuite [96] ;
- administrer de la vitamine E à tout individu affaibli ;
- analyser la ration et supplémenter si nécessaire en vitamine E ;
- avoir des enclos de taille suffisante pour que les animaux puissent faire régulièrement de l'exercice.

B.4.2. Traumatisme

B.4.2.1. Etiologie

Lorsque les enclos sont petits, les wallabies, kangourous et wallarous peuvent se heurter contre les murs ou divers obstacles. Ceci se produit surtout lorsque l'animal subit un stress et veut s'enfuir (capture), et d'autant plus lorsque l'animal est anesthésié et que l'anesthésie est en phase d'induction et pas encore d'immobilisation. [28, 96]

Des contentions physiques maintenant les membres arrière peuvent provoquer des fractures au niveau des tibiotarses. [27]

B.4.2.2. Traumatismes rencontrés

Les traumatismes les plus fréquents sont les fractures, les plaies, les arrachements de griffe et les contusions.

B.4.2.3. Traitement

Les traumatismes se traitent comme chez le lapin, de par la ressemblance de conformation et d'utilisation des membres.

Les fractures au niveau des membres postérieurs nécessitent la pose de fixateurs externes. En effet, le poids est supporté en grande partie par eux et par la queue lors de la locomotion. Le membre ne doit pas être immobilisé ; il doit être réutilisé immédiatement. Les fractures diaphysaires ou proximales du tibia sont reconstruites par enclouage centro-médullaire plutôt que par ostéosynthèse par plaque car la peau est en contact direct avec les deux tiers distaux du tibia, ce qui rend difficile le recouvrement de la plaque. [53]

Une amputation de la queue chez un kangourou roux est décrite. Elle a été réalisée suite à une ostéomyélite de plusieurs vertèbres coccygiennes (dévitalisation de la moitié de la queue). Suite à l'exérèse de 85% de sa queue, l'animal s'est rapidement adapté à une locomotion sans queue pour lui servir de balancier et d'appui. [110]

B.4.2.4. Pronostic

Le pronostic dépend de la nature de la blessure, de la précocité du traitement et des éventuelles complications.

B.4.2.5. Complications

Des surinfections à *Nocardia* sp, *Bacteroides* sp, *Streptococcus* sp et *Actinomyces necrophorum* se produisent sur des lésions traumatiques. Une ostéomyélite à *Streptococcus equisimilis* sur un *M. giganteus* est rapportée dans la littérature. [57]

B.4.2.6. Prévention

Pour prévenir les traumatismes, il faut avoir un enclos suffisamment vaste sans clôture ni matériel contondant (à surveiller d'autant plus pour une capture), et choisir un produit anesthésique avec lequel l'induction et le réveil se déroulent rapidement et en douceur.

B.5. Troubles de la reproduction

Les atteintes de l'appareil reproducteur sont rares chez les espèces du genre *Macropus* en captivité.

B.5.1. Dystocie

La dystocie n'existe pas chez les Marsupiaux puisque le fœtus est expulsé à un stade très précoce de développement : il est de petite taille lorsqu'il sort du cloaque et monte jusqu'à la marsupie pour s'attacher à une mamelle. [49]

B.5.2. Infection de la poche [49]

L'infection de la poche est assez fréquente chez les Macropodidés en captivité.

B.5.2.1. Agent infectieux

Plusieurs germes sont mis en cause, surtout *Pseudomonas aeruginosa*.

B.5.2.2. Etiologie

Une infection de la poche se produit surtout lorsque l'enclos a une partie extérieure réduite permettant peu d'exercice.

B.5.2.3. Signes cliniques

Les poils autour de la poche sont humides. La poche dégage une odeur fétide. L'intérieur n'est plus rose mais marron avec du matériel suintant.

B.5.2.4. Diagnostic

Le diagnostic repose sur la clinique. Il est intéressant de prélever du matériel de la poche pour faire un examen bactériologique et un antibiogramme afin d'adapter le traitement.

B.5.2.5. Traitement

Le matériel doit être retiré avec douceur. La poche est nettoyée avec de la chlorhexidine solution diluée puis elle est séchée. On met en place une antibiothérapie locale et systémique tenant compte des résultats de la culture bactérienne et de l'antibiogramme.

B.5.3. Expulsion de la poche

L'expulsion de la poche est l'un des problèmes de reproduction les plus fréquents chez les wallabies, kangourous et wallarous femelles en captivité. [49]

B.5.3.1. Etiologie

Il existe plusieurs causes d'expulsion :

- un nettoyage excessif de la marsupie ;
- un nombre trop élevé de fœtus dans la poche ;
- une femelle trop nerveuse ou paniquée : une perte de tonicité de la paroi musculaire de la poche peut entraîner la chute accidentelle du fœtus ;
- le jeune expulse le nouveau fœtus de la marsupie.

B.5.3.2. Traitement

On peut intervenir lorsque l'expulsion est due à un trouble du comportement de la femelle (nettoyage excessif ou stress). S'il n'y a pas d'infection de la poche, le traitement consiste à replacer le jeune dans la poche et à essayer de garder la poche mieux fermée : on fixe de la bande adhésive chirurgicale au niveau de l'entrée de la marsupie pour que ses lèvres antérieure et postérieure soient maintenues ensemble médialement. La femelle doit être enfermée dans un endroit sombre, calme et petit afin de réduire les stimulations. L'utilisation de médicaments calmants est contre-indiquée car elle peut entraîner une myorelaxation notamment au niveau de la poche. Si le jeune est de nouveau expulsé, on peut suturer la poche à deux endroits différents : la femelle peut encore nettoyer la poche et atteindre le jeune mais la marsupie ne s'ouvre plus complètement. Si cela ne suffit pas, il est nécessaire d'élever le jeune à la main.

B.5.3.3. Prévention

Pour prévenir l'expulsion de la poche, il faut éviter de soumettre la mère à tout stress et la maintenir au calme.

B.5.4. Vaginite et métrite traumatiques

Des vaginites et métrites traumatiques avec une péritonite secondaire sont décrites. Elles font suite à des coïts mâles co-spécifiques agressifs. Les espèces de Marsupiaux touchées ne sont pas rapportées. [53]

B.5.5. Herpès virose

Des cas d'infection aux Herpès virus causant une infertilité secondaire à des ulcérations de l'appareil génital sont décrits chez des *M. eugenii*. Aucune mortalité n'a été décrite dans ce cas. (cf. 4^{ème} partie, B.10.3.)

B.6. Atteintes de l'appareil respiratoire : pneumonie

Les cas d'atteintes de l'appareil respiratoire ne figurent pas dans la littérature récente. Il est uniquement fait mention de pneumonie chez les Macropodidés. [26]

B.6.1. Etiologie

Les agents infectieux mis en cause lors de pneumonie de Macropodidés sont *Klebsiella* spp et *Pasteurella multocida*.

B.6.2. Epidémiologie

Les infections pulmonaires sont plus fréquentes en hiver ou sur des animaux nés sauvages. *Pasteurella* devient pathogène lorsque l'animal est très débilité ; c'est le cas par exemple lors de densité animale trop élevée ou lors de baisse soudaine et importante de la température.

B.6.3. Signes cliniques

Les signes cliniques sont de la dyspnée, de la toux et de l'écoulement nasal. La pneumonie peut être mortelle.

B.6.4. Diagnostic

Le diagnostic repose sur la clinique, l'auscultation et la radiographie.

B.6.5. Traitement

Le traitement consiste en une antibiothérapie parentérale et des soins palliatifs.

B.7. Troubles ophtalmiques

B.7.1. Conjonctivite [109]

Les conjonctivites sont répandues chez les kangourous. La principale cause est la présence d'un corps étranger. Il faut suspecter une infection aux Herpès virus (cf. 4^{ème} partie, B.10.3.).

B.7.2. Ulcère de la cornée [109]

B.7.2.1. Etiologie

Les jeunes kangourous dans la poche peuvent développer des ulcères de la cornée lorsqu'ils sont déshydratés. En effet, la déshydratation provoque un dessèchement de la cornée.

De nombreux ulcères cornéens sont secondaires à des conjonctivites par corps étranger ou traumatisme.

B.7.2.2. Traitement

Le traitement mis en place dépend de la profondeur de l'ulcère et de son origine. Il est identique à ce qui est réalisé chez les espèces domestiques. La cicatrisation provoque souvent une réponse vasculaire importante.

B.7.3. Cataracte

B.7.3.1. Etiologie

Une alimentation au lait de vache chez les jeunes élevés à la main peut entraîner une cataracte. Cela se produit également lors d'un élevage par la mère. On ne connaît pas l'origine de ce trouble. Une hypothèse est la présence de lactose dans le lait de vache, absent du lait de *Macropus* ; une autre est la carence en une protéine ou acide aminé.

Dans certains cas de toxoplasmose, on peut observer une cataracte uni ou bilatérale (cf. 4^{ème} partie, B.10.4.). [109]

B.7.3.2. Clinique

La cataracte juvénile se développe uniquement chez les jeunes dans la poche et progresse très rapidement pour devenir mature en une ou deux semaines. [109]

On constate une leucocorie (pupille de couleur blanche) et une opacité (le cristallin perd sa transparence). On a parfois des troubles de la vision. [11]

B.7.3.3. Diagnostic

Le diagnostic repose sur la clinique.

B.7.3.4. Traitement

Actuellement, il n'existe pas de traitement médical de la cataracte.

Le traitement chirurgical est possible. Il est facile techniquement mais l'évolution à long terme est défavorable chez les espèces du genre *Macropus* : il y a très souvent apparition d'un glaucome dans les semaines suivantes (6 en moyenne). La chirurgie n'est donc pas recommandée chez ces espèces. [109]

B.7.4. Toxoplasmose

La toxoplasmose peut entraîner des lésions oculaires isolées ou associées : cataracte uni ou bilatérale, kératite, uvéite, chorioretinite, endophtalmie. Ceci peut conduire à une cécité. Il semble ne pas y avoir de corrélation entre le développement de la cataracte et la sévérité de la chorioretinite, et entre l'incidence des lésions oculaires et le niveau d'anticorps sériques. (cf. 4^{ème} partie, B.10.4.) [109]

B.7.5. Pox virus

On peut observer des lésions à pox virus sur les paupières (cf. 4^{ème} partie, B.4.2.).

B.7.6. Photosensibilisation à *Lantana camara*

Une dermatite exsudative des paupières et une opacification de la cornée suite à l'ingestion de la plante toxique *Lantana camara* et une exposition au soleil ont été observées chez des kangourous roux. (cf. 4^{ème} partie, B.9.)

B.8. Atteintes de la cavité buccale

B.8.1. Anomalies de position des dents

Il est utile de noter que les anomalies de position des dents sont rares chez les Macropodidés. La position de PM3 supérieure est variable, mais elle est généralement alignée avec les autres molaires. [20]

B.8.2. Maladie périodontale [20]

B.8.2.1. Etiologie

Des cultures bactériennes sur des prélèvements de plaques dentaires de Marsupiaux ont mis en évidence *Porphyromonas gingivalis*-like comme principale espèce de bactéries. Les espèces touchées avec la plus forte incidence sont les wallabies et les kangourous.

B.8.2.2. Clinique

Des individus *M. fuliginosus* en captivité atteints de maladie périodontale présentaient les signes suivants : accumulation de tartre, régression de la gencive et perte de l'os alvéolaire. Les autres symptômes possibles sont une destruction localisée du sommet de l'alvéole associée à des impactions d'aliments entre les dents et du tartre déposé en couronne autour des dents (cf. fig. 36). Il semble que le dépôt de tartre débute à l'éruption de la dent ; lorsque cette dent atteint la table d'occlusion, le tartre est éliminé de la surface d'occlusion ; on en trouve ensuite uniquement sur les surfaces linguales et buccales.

On suppose que la nécrobacillose buccale est liée à la maladie périodontale, car les lésions périodontales sont des portes d'entrée pour les germes.



Figure 36 : Maladie périodontale, dépôts de tartre et régression gingivale chez *M. fuliginosus*. [20]

B.8.2.3. Traitement

Le traitement est médical et chirurgical : administration d'antibiotiques par voie générale et exérèse des dents les plus sévèrement atteintes.

B.8.2.4. Prévention

La marche à suivre est de détecter le plus précocement possible tout problème de périodontite pour intervenir rapidement et éviter une aggravation notamment un syndrome « lumpy jaw ». Ainsi, il faut contrôler dès que possible la cavité buccale.

B.8.3. Fracture de dent [20]

Etant longues et recourbées, les incisives peuvent accidentellement subir une fracture qui se complique fréquemment en abcès dentaire. Chez les *Macropus* spp, la base de l'incisive inférieure est à proximité du foramen du menton ; c'est pourquoi le pus sort souvent par ce foramen quand cette incisive est abcédée ; le pus est alors visible de l'extérieur. De nombreux organismes associés ou non ont été isolés à partir de ces abcès ; il s'agit principalement de bactéries du genre *Fusobacterium*, *Bacteroides* et *Actinomyces*.

B.8.4. Malocclusion [89]

B.8.4.1. Etiologie

Un décalage entre les surfaces opposables des dents peut provoquer une dissymétrie dans la mastication donc dans l'usure des dents : certaines zones sont très usées, d'autres non. Le décalage peut avoir pour origine une usure insuffisante liée à une alimentation pas assez fibreuse (trop peu de foin) ou un problème dans la pousse des dents notamment avec le phénomène de progression molaire.

B.8.4.2. Clinique

Dans un premier temps, le seul signe est l'usure asymétrique des dents ; la malocclusion n'a pas de conséquence. Ensuite, la malocclusion va s'aggraver d'elle-même et va entraîner l'apparition de régions de stockage et de spicules, d'où des problèmes d'hygiène dentaire et de lésions dans la cavité buccale. Ceci favorise d'autres troubles plus graves, comme les abcès dentaires et la nécrobacillose buccale.

B.8.4.3. Diagnostic

Le diagnostic se fait par examen de la cavité buccale : on constate une asymétrie de la table d'occlusion.

B.8.4.4. Traitement

Il est nécessaire de rétablir une occlusion correcte le plus tôt possible. Sous anesthésie générale, on procède à l'extraction et au limage de dents. On vérifie l'absence d'infection buccale.

B.8.4.5. Prévention

Il est important de vérifier l'état des dents aussi souvent que possible. Une ration alimentaire contenant assez de fibres (foin, luzerne) est primordiale pour obtenir une mastication suffisante permettant l'usure des molaires.

B.8.5. Nécrobacillose

La nécrobacillose correspond le plus souvent à une atteinte bactérienne de la cavité buccale. (cf. 4^{ème} partie, B.10.1.)

B.8.6. Candidose [26, 85]

B.8.6.1. Agent infectieux

L'agent mis en cause dans la candidose est *Candida albicans*, pathogène opportuniste.

B.8.6.2. Etiologie

Les facteurs prédisposant à une candidose sont un affaiblissement et une antibiothérapie prolongée qui provoque une altération de la flore normale. Lors d'élevage à la main, on peut retrouver ces facteurs. C'est pourquoi la candidose touche essentiellement des jeunes en élevage artificiel.

B.8.6.3. Clinique

On note des incrustations blanches dans la cavité buccale (lèvres, gencives, langue...). Le jeune présente des signes de douleur : refus de téter, affaiblissement. Il semble avoir faim. Généralement, l'animal atteint présente d'autres signes : retard de croissance lors du régime lacté, perte de poids, longs épisodes de diarrhée et autres symptômes non spécifiques.

Un ou deux jours avant la mort, l'animal très faible refuse de manger ou de boire, et a une diarrhée fétide. La cause de la mort ne peut pas être attribuée avec certitude à la candidose en raison des multiples infections dont souffre l'animal en stade terminal. Cependant, la déshydratation causée par la diarrhée, l'hypoglycémie due à l'anorexie, la toxémie probable due aux ulcères gastriques et la multiplication bactérienne secondaire semblent être significatifs.

B.8.6.4. Lésions

A l'autopsie, on observe des incrustations blanches adhérentes à la muqueuse des lèvres, des joues, de la langue et de l'œsophage et parfois des lésions sur la région non glandulaire de l'estomac. L'histologie révèle des mycéliums et des blastospores fungiques envahissant l'épithélium squameux stratifié ce qui a pour conséquence une érosion focale, une ulcération et une thrombose veineuse.

B.8.6.5. Diagnostic

La clinique (lésions blanches, anorexie...) et l'épidémiologie (élevage à la main, affaiblissement...) permettent de suspecter une candidose. On peut confirmer le diagnostic par un isolement de *Candida albicans* au niveau des lésions.

B.8.6.6. Pronostic

Le pronostic est réservé car l'animal est souvent très affaibli avec de nombreuses infections. Il n'est favorable que si le traitement est mis en place avant que l'animal ne soit léthargique.

B.8.6.7. Traitement

L'administration de nystatine par voie orale à la dose de 5 000 UI/kg de poids corporel, 3 fois par jour jusqu'à la disparition des symptômes est efficace uniquement si le traitement débute avant l'affaiblissement de l'animal.

B.8.6.8. Prévention

Pour prévenir la candidose, il faut être vigilant lors d'élevage à la main, notamment avec les antibiothérapies et lorsque l'animal présente des signes de faiblesse (retard de croissance, diarrhée...).

B.9. Toxicologie : intoxication à *Lantana camara* [50]

B.9.1. Etiologie

Lantana camara est l'une des dix plantes les plus toxiques dans le monde. Elle peut être présente dans le foin.

Une photosensibilisation secondaire et une hépatotoxicité suite à l'ingestion de *Lantana camara* ont été observées chez *M. rufus*. Le mécanisme supposé est une photosensibilisation hépatogène : l'agent photodynamique, la phylloérythrine, est formée à partir de la chlorophylle par des micro-organismes dans le tube digestif ; puis il est transporté jusqu'au foie par la veine porte. S'il y a cholestase, la phylloérythrine s'accumule dans les tissus, conduisant à une photosensibilisation quand l'animal est exposé aux rayons du soleil.

B.9.2. Clinique

Chez un individu intoxiqué, les symptômes décrits sont une anorexie, une dépression, une léthargie et une jaunisse. Dans ce cas, les examens complémentaires révèlent une leucocytose, une anémie, une bilirubinémie, une bilirubinurie et une hyperprotéïnémie. On note également des concentrations élevées en ALAT, GGT, PAL et acides biliaires. (Cas 1)

Un autre tableau clinique associé ou non est une dermatite exsudative des oreilles, des paupières, du museau, du scrotum et une opacification de la cornée.

L'intoxication peut être fatale.

B.9.3. Lésions

A l'autopsie du cas 1, on observe une jaunisse et une atteinte hépatique : le foie est hypertrophié, tacheté, de couleur jaune pâle à jaune rougeâtre. Sur le plan histologique, les hépatocytes sont hypertrophiés.

B.9.4. Traitement

On met en place un traitement symptomatique pour corriger la déshydratation et le déséquilibre électrolytique. On peut administrer du charbon activé pour réduire l'absorption de toxines dans le rumen.

B.9.5. Pronostic

Le pronostic est réservé.

B.9.6. Prévention

La prévention consiste à éviter tout contact avec *Lantana camara* et à surveiller la composition du foin.

B.10. Maladies ne touchant pas un organe spécifique

B.10.1. Nécrobacillose ou syndrome « lumpy jaw »

La nécrobacillose ou syndrome « lumpy jaw » est la maladie la plus fréquente chez les Macropodidés en captivité. Elle est également présente chez les individus dans leur milieu naturel.

B.10.1.1. Agent infectieux

La nécrobacillose des Macropodidés est essentiellement due aux bactéries *Fusobacterium necrophorum* présentes quelques fois seules et souvent associées à d'autres bactéries. Ainsi, *F. necrophorum* est un agent pathogène primaire causant une maladie grave spécifique : la nécrobacillose dont il est l'agent principal. La majorité des bactéries associées isolées au niveau des lésions de nécrobacillose sont anaérobies gram moins : on trouve principalement *Bacteroides* spp (*B. oralis*, *bivius*, *fragilis*...) en nombre important, mais également *Actinomyces* spp et *Fusobacterium nucleatum*. Des bactéries aérobies ou anaérobies facultatives sont également fréquemment trouvées mais en faible quantité. [33, 87, 103, 104]

F. necrophorum est une bactérie anaérobie gram moins pléomorphique. Il existe trois biovars : les biovars A, B et C. Les biovars A et B sont très pathogènes et isolés dans les lésions ; le biovar A est virulent et provoque la nécrobacillose chez les animaux mais il ne semble pas être une souche humaine ; le biovar B est présent dans la flore intestinale normale des animaux et est responsable de la maladie chez les humains ; le biovar C, peu pathogène, est présent dans la flore intestinale normale des Mammifères et dans leurs fèces ; il est considéré par certains auteurs comme une autre espèce : *F. pseudonecrophorum*. Un biovar intermédiaire est décrit : le biovar AB. [33, 62]

B.10.1.2. Epidémiologie

- Répartition et espèces sensibles

F. necrophorum est une bactérie cosmopolite que l'on peut trouver chez tous les Mammifères en tant que flore normale ou pathogène. C'est un pathogène important chez les humains, les animaux domestiques (surtout les ruminants) et les espèces sauvages, essentiellement les Macropodidés et les Artiodactyles. D'après une étude, *M. rufogriseus* et *M. rufus* sont plus sensibles à la nécrobacillose que *M. robustus* et *M. giganteus*. [20, 62]

La sensibilité à la nécrobacillose des espèces du genre *Macropus* s'explique par leur dentition et alimentation et par la pathogénicité de *F. necrophorum*. En effet, *F. necrophorum* a une faible capacité à envahir un épithélium intact. L'infection provient généralement d'une contamination fécale de la peau ou des muqueuses endommagées. La dentition inhabituelle des Macropodidés et la présence d'aliments abrasifs favorisent les dégâts de la muqueuse buccale et donc l'apparition d'une nécrobacillose. [105, 107]

- Profil épidémiologique

Les cas sont généralement sporadiques mais peuvent prendre une allure épidémique. [87, 105]

- Mode de transmission

Au sein d'une population de wallabies, *F. necrophorum* biovar A n'est retrouvé dans les fèces que de très peu d'individus. On suppose qu'il y aurait excrétion de cette bactérie uniquement suite à une perturbation de la microflore gastro-intestinale (antibiothérapie mal menée...) qui conduirait à une multiplication intestinale de ces bactéries puis à une excrétion pouvant être responsable d'une dissémination puis contamination par cette bactérie de zones lésées conduisant à une nécrobacillose. [106]

F. necrophorum ne sporule pas mais survit dans le milieu extérieur pendant plusieurs mois. [61]

- Facteurs prédisposants

Certains facteurs prédisposent à l'infection. Il s'agit de :

- traumatisme : ceci est à relier à la capacité de *F. necrophorum* à se développer sur des muqueuses ou un tégument endommagés : toute lésion constitue une porte d'entrée aux germes. Par conséquent, une blessure sur un membre arrière favorise l'apparition d'une lésion de nécrobacillose à ce niveau ; une muqueuse buccale endommagée par des aliments abrasifs sera plus susceptible d'être infectée ; une périodontite est souvent les prémices d'une nécrobacillose ;
- contamination fécale de l'environnement : elle est favorisée par une mauvaise hygiène des enclos et par une surpopulation ;
- stress : il provoque une diminution des défenses immunitaires de l'animal ; d'où l'importance de facteurs zootechniques adaptés ;
- hypovitaminose A : elle tend à rendre le tégument et les muqueuses plus fragiles. [20, 65, 87]

B.10.1.3. Pathogénicité

Les toxines tuent localement les tissus hôtes. Pour tous les sites, la principale modalité est la nécrose. Il se produit une inflammation des tissus mous, une nécrose importante et une lyse osseuse. Au niveau de la cavité buccale, ceci se traduit par une gingivite, une fragilité de la mandibule et une résorption des racines des dents. [20, 61]

B.10.1.4. Signes cliniques

Lorsque l'on a une infection de la cavité buccale, on peut observer une déformation de la face, une hypersalivation, un écoulement buccal plus ou moins purulent provenant de l'abcès, un jetage purulent oculaire ou nasal, souvent unilatéral et du même côté que l'abcès, et une halitose caractéristique. L'inflammation des tissus mous environnant et la douleur provoquent une diminution de l'ingestion du foin d'où une baisse de l'état général et un amaigrissement. [61, 118]

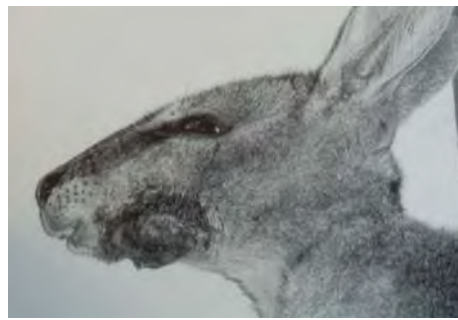


Figure 37 : Abscès mandibulaire gauche chez *M. rufogriseus*. [20]

B.10.1.5. Examens complémentaires

Une étude sur les paramètres hématologiques de wallabies *Macropus rufogriseus* atteints de nécrobacillose a été réalisée. Elle montre que certaines modifications sont observées chez les animaux infectés :

- le taux de fibrinogène est augmenté ; ceci signe une infection et inflammation et n'est donc pas pathognomonique ; c'est la modification la plus marquée ;
- les granulocytes neutrophiles sont modifiés chez la plupart des animaux atteints : leur nombre est augmenté ; le ratio (granulocytes neutrophiles/lymphocytes) est supérieur à la normale ; certains granulocytes neutrophiles ont des anomalies morphologiques ; ces changements mettent en évidence une infection bactérienne sévère et ne sont pas pathognomoniques ;
- le nombre de monocytes est augmenté chez quelques individus présentant des lésions faciales ;
- les granulocytes basophiles sont absents chez tous les animaux malades alors qu'on en dénombre dans le groupe de wallabies sains.

Il est intéressant de noter qu'aucune modification n'est constatée pour les lymphocytes et les granulocytes éosinophiles. [35]

B.10.1.6. Lésions

Il existe plusieurs formes d'infection à *F. necrophorum* selon l'organe atteint.

- Atteinte de la cavité buccale

La bouche est la région la plus touchée. C'est généralement le site primaire d'infection. Une lésion des muqueuses buccales contaminée peut se transformer en abcès mandibulaire ou maxillaire. La mandibule est le site le plus touché. L'infection peut s'étendre aux tissus environnants avec installation d'une gingivite, d'une ostéomyélite pouvant conduire à une perte de dents et à une fracture secondaire de la mandibule. [42]

- Atteinte d'autres organes

On peut également avoir une atteinte des membres postérieurs ou des organes internes (estomac, foie, rate) (cf. tabl. 21). En effet, lors d'une atteinte buccale, la présence de nombreuses bactéries dans la bouche prédispose à l'infection du système digestif, surtout de l'estomac. On peut aussi avoir un passage des bactéries par voie respiratoire d'où une

pneumonie. Le passage peut aussi se faire par voie sanguine provoquant une atteinte de divers organes.

Les zones de nécrose sont nettement démarquées des tissus adjacents vivants. Les lésions orales peuvent s'étendre en nécrose aux surfaces buccales, à la langue, au pharynx, aux gencives ou aux tissus périodontaux. [62, 87]

Tableau 21 : Sites de lésions chez 27 wallabies *M. rufogriseus* atteints de nécrobacillose. [87]

| Localisation de la lésion ⁽¹⁾ | | Nombre d'individus atteints |
|--|---------|-----------------------------|
| Face | | 14 |
| Membre arrière | | 9 |
| Organe interne | Foie | 3 |
| | Rate | 2 |
| | Estomac | 1 |

(1) : 25 individus n'ont des lésions que sur un seul site ; 2 sont affectés sur deux sites (foie et face ; foie et rate).

B.10.1.7. Diagnostic

Aucun signe clinique n'est pathognomonique ; les symptômes conduisent à une suspicion. Le diagnostic est confirmé par isolement des bactéries au niveau des tissus atteints. [62, 87]

La radiographie permet d'objectiver une atteinte osseuse. La réalisation de clichés radiographiques en incidence oblique latérale permet d'individualiser les racines des quatre molaires et d'évaluer l'étendue de l'atteinte et donc d'établir un pronostic. [65]

B.10.1.8. Pronostic

Le pronostic de la nécrobacillose est réservé. Il est d'autant plus défavorable que l'os est infecté et que la localisation est la cavité buccale.

Les récives au site d'infection après le traitement sont fréquentes et le taux de survie un an après l'arrêt du traitement est faible. [65]

B.10.1.9. Traitement

Le traitement doit être précoce pour être efficace. Il doit comprendre :

- un traitement chirurgical avec un débridement large de tous les tissus nécrosés et un rinçage abondant devant être maintenu en soins post-opératoires jusqu'à la guérison ;
- un traitement médical dont une antibiothérapie longue (métronidazole associé à une autre molécule) et de la vitamine A. [97]

• Traitement chirurgical

La chirurgie sous anesthésie générale est nécessaire pour débrider tous les tissus nécrosés. [62]

Lors d'une lésion du pied, l'amputation du doigt central ne semble pas être gênante pour l'animal. Les soins post-opératoires consistent en un nettoyage quotidien de la plaie avec de l'eau oxygénée dix volumes et la pause d'un bandage léger. [65]

Lors de lésions orales avec infection péri-alvéolaire, il est nécessaire de pratiquer une exérèse des dents atteintes, un large débridement des tissus nécrosés environnant, un curetage de l'os atteint et de rincer abondamment avec une forte pression (solution saline stérile, eau oxygénée 10 volumes, solution de métronidazole, solution d'enrofloxacin 5% ou solution de benzilpénicilline). Il est conseillé de réaliser une hémimandibulectomie dans les cas de nécrobacillose réfractaire ou d'atteinte importante de la mandibule ; cette opération peut être nécessaire pour permettre une guérison ; le résultat est satisfaisant sur le plan esthétique et l'animal reprend rapidement une alimentation normale. Le site chirurgical doit dans tous les cas être laissé ouvert ou s'il est large, on le comble pour éviter une recontamination permanente. On peut utiliser du chlorbutanol laissé *in situ* pendant deux semaines ; ses propriétés analgésiques et antiseptiques contribuent au traitement. On peut également fabriquer un onguent à base de métronidazole et de pommade ophtalmique antibiotique. L'ajout de billes de polyméthacrylate imprégnées d'antibiotique ou de matrice osseuse artificielle imprégnée d'antibiotique permet d'obtenir une concentration d'antibiotiques plus élevée au niveau de la lésion. Lorsque la zone nécrosée débridée est très étendue, il est possible d'utiliser une pièce de tissu musculo-cutané du trapèze pour pratiquer une reconstruction avec des tissus sains permettant un bon apport vasculaire et par conséquent une cicatrisation et guérison plus rapides. Le débridement, le retrait des débris accumulés et le flushing avec de la chlorexidine solution diluée à 0,05% doivent être poursuivis une à deux fois par jour jusqu'à disparition des lésions. [20, 52, 65, 97]

- Traitement médical

Un traitement médical doit toujours être associé à la chirurgie.

L'antibiothérapie doit agir contre les bactéries anaérobies gram moins ; les tétracyclines, les pénicillines, les quinolones de 3^{ème} génération et le métronidazole sont efficaces. La diffusion de l'antibiotique jusqu'au site d'infection est souvent faible en raison de la nature nécrotique (donc non vascularisée) de la lésion. C'est pourquoi l'antibiothérapie doit être longue et l'ajout d'antibiotiques *in situ* est intéressant. Elle est poursuivie pendant 2 ou 3 semaines après la disparition des signes cliniques. Une autre difficulté est le fait que les bactéries mises en jeu présentent souvent de multiples résistances. Le métronidazole semblant déterminant dans l'efficacité du traitement, il est conseillé d'associer le métronidazole (60-70 mg/kg, PO, une fois par jour) à une autre molécule antibiotique. Il peut s'agir de l'oxytétracycline (10 à 40 mg/kg, IV, tous les 2 jours). A la dose de 40 mg/kg IV, l'oxytétracycline reste à des concentrations thérapeutiques efficaces dans les zones vascularisées pendant 48 heures. Le métronidazole ne provoque pas d'effets secondaires ; par contre, l'oxytétracycline peut entraîner une diarrhée après un long traitement. Dans ce cas, les sulfamides peuvent la remplacer. L'enrofloxacin donne de bons résultats contre la nécrobacillose. Le traitement est mis en place par voie intramusculaire (2,5 mg/kg toutes les 12 heures ou 5 mg/kg une fois par jour pendant 2 jours) puis le relais est pris par voie orale. Le ceftiofur (1 mg/kg IM, une fois par jour) peut également être utilisé. Quand la contention quotidienne de l'animal est impossible, on peut administrer des molécules longue action à l'aide d'un fusil hypodermique. [20, 59, 62, 65, 97, 118]

L'ajout d'anti-inflammatoires non stéroïdiens (flunixin, 1 mg/kg, SC ou IM, 2 fois par jour ; kétoprofène, 1-2 mg/kg, IM ; carprofène, 4 mg/kg, SC, une fois par jour ; butorphanol, 0,1-0,5 mg/kg, SC, IM, PO, 3-4 fois par jour) pendant les premiers jours du traitement permet de diminuer la douleur et de favoriser la reprise de la mastication. [51, 111]

Lors d'anorexie prolongée, il est nécessaire d'administrer un réhydratant (NaCl isotonique 0,9%, SC) et de mettre en place une alimentation assistée (aliments énergétiques supplémentés avec du lactobacillus). Le cisapride (0,25 mg/kg, IM, PO, 1 à 3 fois par jour) contribue à la reprise de la motricité du tube digestif. [51]

L'ajout de vitamine A par voie générale est conseillé. [65]

- Isolement

Pendant le traitement, l'animal doit être isolé afin de limiter la contamination de son environnement par les germes mis en jeu. [20]

- Euthanasie

Quand les lésions osseuses sont étendues ou que les récurrences sont nombreuses, l'euthanasie est à envisager. [20, 65]

B.10.1.10. Prévention

A l'heure actuelle, on ne dispose d'aucune preuve qu'une première infection confère une résistance aux futures réinfections. La prophylaxie est sanitaire et médicale.

- Prophylaxie sanitaire

Le contrôle de la maladie consiste à limiter au maximum les facteurs favorisants, c'est-à-dire :

- éviter la concentration d'animaux dans un environnement trop contaminé par les fèces ;
- prévenir et limiter les abrasions cutanées et orales (ration alimentaire adaptée) ;
- diminuer les sources de stress (froid, surpopulation, interaction avec le public...), notamment en plaçant les animaux dans un environnement optimal. [20, 62]

- Vaccination

Au niveau de la vaccination, les avis divergent selon les sources.

Certains auteurs considèrent que les essais de vaccination avec le vaccin contre le piétain ovin FootvaxND sont concluants. La vaccination (FootvaxND, 0,1 mL par animal, SC) procurerait une protection significative contre la nécrobacillose chez des *M. eugenii*, avec une baisse de la morbidité et de la mortalité. Le taux d'anticorps serait augmenté faiblement mais significativement après une vaccination (primovaccination ou rappels) et après l'introduction de nouveaux animaux dans le groupe. Le mécanisme exact de la protection est inconnu ; on suppose qu'une réaction croisée entre les espèces de *Bacteroides* associées à la nécrobacillose et *Bacteroides nodosus* responsable du piétain ovin est mise en jeu. Il n'y aurait pas de lésions au site d'injection. [10]

D'autres auteurs pensent qu'aucun vaccin n'est efficace contre la nécrobacillose, que la vaccination n'augmente pas la résistance à la nécrobacillose (cas de nécrobacillose chez des *M. rufogriseus* dans les trois mois suivant l'injection de FootvaxND) et que le vaccin FootvaxND contre le piétain peut avoir des effets secondaires (nodules voire abcès au site d'injection nécessitant un traitement). [32, 62, 65, 107]

Il est intéressant de noter que les publications actuelles sur la nécrobacillose ne mentionnent pas la vaccination, ni pour infirmer ni pour affirmer la protection conférée.

- Mesures de surveillance

Il est conseillé de donner de façon préventive du métronidazole suite à un traumatisme pouvant se compliquer en nécrobacillose. D'autre part, les dents cassées doivent être extraites. D'où l'intérêt d'examen réguliers de la cavité buccale. [65]

B.10.2. Tuberculose

La tuberculose reste une maladie à surveiller chez les espèces du genre *Macropus*. [28, 38, 42, 69, 91]

B.10.2.1. Agent infectieux

L'agent infectieux responsable est *Mycobacterium* spp.

Des cas d'infections à des mycobactéries pathogènes (*M. bovis*, *M. avium*) et opportunistes (*M. intracellulare*) sont rapportés chez diverses espèces de *Macropus*. Il faut noter que ces mycobactéries sont des pathogènes possibles pour d'autres espèces animales et pour l'homme.

D'autre part, il semble que les Marsupiaux sont plus sensibles à *M. avium* que les autres Mammifères, de même que les lapins et les cochons.

B.10.2.2. Mode de transmission

La transmission est généralement indirecte, par inhalation de poussières ou par ingestion d'eau ou d'aliments souillés.

B.10.2.3. Signes cliniques

Les différents symptômes que l'on peut constater sont une perte de poids, une dyspnée, une boiterie, des troubles neurologiques (paralysie flasque des membres arrière) et des abcès. Le tableau clinique varie selon la localisation des lésions.

B.10.2.4. Lésions

Les lésions caractéristiques sont des abcès à foyer nécrotique caséux et à localisation très variable ; ils peuvent être cutanés, osseux, ou au niveau des tissus mous : foie, rate, poumons... Certains nœuds lymphatiques peuvent être calcifiés. *M. avium* se situerait essentiellement au niveau du squelette.

B.10.2.5. Diagnostic

Lors d'une suspicion de mycobactériose, il faut systématiquement mettre en place les examens complémentaires pour infirmer ou confirmer l'infection ; le diagnostic post-mortem est le plus facile ; il est donc important de réaliser une autopsie minutieuse.

Il faut suspecter une infection par des mycobactéries en présence de masses. Des radiographies de tout l'animal permettent de rechercher des lésions granulomateuses au

niveau du squelette et des tissus mous. Dans plusieurs cas d'infection à *M. avium*, l'os infecté a une ostéomyélite marquée. Il faut réaliser une ponction du tubercule pour faire une coloration de Ziehl et mettre en évidence les bacilles tuberculeux ou *M. avium* qui ont la propriété d'être acido-alcool-résistants. La culture bactérienne permet d'identifier l'espèce mais la croissance est très lente chez les bactéries pathogènes (jusqu'à 2 mois).

B.10.2.6. Traitement et prévention

On ne peut pas préconiser chez l'animal une prophylaxie médicale ni de traitement pour des raisons d'ordre hygiénique. Les moyens de contrôle sont le dépistage précoce et l'euthanasie des individus atteints.

B.10.3. Herpès virose

B.10.3.1. Agent infectieux

L'agent infectieux de l'herpès virose chez les animaux appartenant au genre *Macropus* est l'Herpès virus des Macropodidés (MaHV) de type 1 et 2 (MaHV-1 et MaHV-2). [31]

B.10.3.2. Mode transmission

On suppose que la transmission se fait par voie respiratoire lors de contacts avec des animaux infectés ; la voie transcutanée serait également possible lors d'abrasion de la peau ou des muqueuses ; on émet l'hypothèse de la voie vénérienne.

B.10.3.3. Signes cliniques

Il est possible d'avoir des infections latentes au niveau des tissus nerveux (étude chez *M. giganteus*), c'est-à-dire que le virus est présent mais il n'y a pas de signe clinique ni de multiplication virale. Les conditions environnementales et les facteurs tels l'immunodépression et le stress semblent jouer un rôle important dans la réactivation du virus. Ainsi, des injections de corticoïdes peuvent entraîner l'excrétion du virus. [18]

Lorsque le virus est réactivé, on peut observer les signes cliniques suivants : conjonctivite, dyspnée, vésicules et ulcérations au niveau de la cavité buccale, du cloaque et du tractus génital, écoulements oculaires et nasaux, toux, léthargie, anorexie. Un des premiers signes est le gonflement des paupières et de la lèvre supérieure. Une conséquence de l'herpès virose peut être l'infertilité. Le tableau clinique est donc très varié. [1, 42]

La maladie peut être fatale ; la mort survient généralement après une période de stress. Des épidémies sont possibles. [18]

B.10.3.4. Diagnostic

La suspicion clinique est confirmée par histologie ou par isolement de virus sur du matériel prélevé par écouvillonnage au niveau des cavités nasales et du cloaque. Il est difficile de diagnostiquer l'infection quand elle est latente. [31]

B.10.3.5. Lésions

L'autopsie peut révéler des ulcères et vésicules sur différentes muqueuses, des organes (poumons, rate, foie) congestionnés et une hypertrophie des nœuds lymphatiques.

A l'histologie, on peut observer des lésions dont la forme typique est une nécrose focale disséminée ; les zones de nécrose sont entourées de corps d'inclusion intranucléaires éosinophiles ou basophiles. Les localisations sont les poumons, le foie, l'œsophage, l'estomac, le cloaque, l'épithélium génital et les conjonctives. [1, 26, 42]

B.10.3.6. Traitement

Actuellement, aucune thérapie ne permet de traiter l'herpès virose et de supprimer l'excrétion virale.

B.10.3.7. Prévention

La prévention est le moyen de lutte le plus efficace : il faut maintenir un bon niveau d'hygiène, éviter les facteurs déclenchant la réactivation du virus (stress, injections répétées de corticoïdes...) et surveiller l'apparition de signes cliniques pour isoler le plus précocement possible les individus atteints.

B.10.4. Toxoplasmose

B.10.4.1. Etiologie

L'agent infectieux est *Toxoplasma gondii*, protozoaire ubiquiste.

B.10.4.2. Epidémiologie

La transmission se fait par ingestion d'ookystes provenant de fèces de chat infesté. La mère peut également transmettre la maladie à son jeune après la naissance par voie transmaternelle. Des épidémies de toxoplasmose chez des *M. rufogriseus* en captivité sont rapportées. La morbidité et la mortalité sont en effet très élevées chez les Macropodidés. La toxoplasmose est une zoonose dont la transmission se ferait dans ce cas par ingestion de viande de kangourou. [23, 75]

B.10.4.3. Signes cliniques

On peut avoir une mort subite sans prodrome.

Les symptômes possibles sont des troubles ophtalmiques (cataracte, cécité...) (cf. 4^{ème} partie, B.7.4.), des troubles neurologiques (encéphalite, torticolis), une entérite, une léthargie, une anorexie, une perte de poids, de la fièvre et de la dyspnée. La mort n'est pas systématique.

B.10.4.4. Lésions

L'examen post-mortem peut révéler une hémorragie du myocarde, une splénomégalie et des ulcères gastriques. De nombreux foyers de nécrose sont présents sur les poumons, le myocarde, les muscles squelettiques, les tissus lymphoïdes, les glandes surrénales, le système nerveux central, le pancréas et le foie. Les kystes se situent principalement dans le cerveau, les muscles et les glandes surrénales.

B.10.4.5. Diagnostic

Le diagnostic ante-mortem est difficile car il existe peu de tests vraiment spécifiques et la maladie peut être d'évolution très rapide ; l'animal meurt avant que le diagnostic soit établi.

La sérologie peut être utilisée chez les animaux vivants mais la distinction entre les infections latentes et celles causant la mort est difficile, surtout avec les Ig G. Pour conclure à une toxoplasmose, il faut avoir une augmentation du taux d'anticorps Ig G et des symptômes. Cependant, d'après une étude, la recherche d'Ig M permettrait de détecter des infections récentes chez les espèces du genre *Macropus*. D'autre part, les titres d'anticorps anti-*Toxoplasma gondii* Ig G sont identiques chez les animaux juvéniles avec et sans signes cliniques : les anticorps sont transférés de la mère au jeune par le lait essentiellement.

Le diagnostic est donc surtout post-mortem. [48, 53, 74]

B.10.4.6. Pronostic

Le pronostic est réservé car le traitement est souvent inefficace. De plus, la mort est souvent subite. [74]

B.10.4.7. Traitement

Le traitement curatif consiste en l'administration de clindamycine (10 mg/kg, 2 fois par jour, pendant 4 semaines) et de la sulfatriméthoprime (15 mg/kg, une fois par jour, IM ou VO). Ceci ne permet pas d'éliminer complètement les parasites des tissus. [42]

B.10.4.8. Prévention

La prophylaxie est sanitaire. Il faut empêcher les chats d'avoir accès à la nourriture et à l'enclos des *Macropus* afin de prévenir la contamination par les oocystes contenus dans les fèces. [42, 75]

B.10.5. Néoplasie

Les phénomènes néoplasiques sont très peu cités dans la littérature chez les espèces appartenant au genre *Macropus*. [112]

B.10.5.1. Epidémiologie

Des autopsies ont été réalisées de façon systématique sur tous les *M. rufus* morts entre 1992 et 2002 au zoo de Kansas City. Ceci permet d'avoir des informations sur les phénomènes néoplasiques rencontrés au sein de cette espèce.

Les données concernant les individus morts atteints de néoplasie ont été rassemblées et étudiées. Dans ces cas, la tumeur est le seul phénomène ayant provoqué la mort ou la décision d'euthanasie. La prévalence calculée est de 21%. L'âge moyen est de 8 ans. Cette étude ne permet pas de déterminer l'influence du sexe car ce zoo ne compte que des individus femelles dans cette espèce.

B.10.5.2. Localisation et nature des tumeurs

Sur les 6 individus atteints de néoplasie, les lésions étaient réparties de la façon suivante : 2 carcinomes de la cavité buccale, 2 adénocarcinomes des glandes mammaires, un lymphome des lymphocytes T et un lipome de la muqueuse pylorique.

La moitié des tumeurs sont malignes ; dans ce cas, des métastases ont été observées.

CONCLUSION

Certaines maladies ressortent nettement de la pathologie des animaux appartenant au genre *Macropus* en captivité. Dans tous les cas, une bonne maîtrise des facteurs zootechniques est essentielle pour un contrôle sanitaire efficace.

Actuellement, la nécrobacillose reste la principale maladie des espèces du genre *Macropus* en captivité. Même si elle est connue depuis longtemps, très décrite et étudiée, elle demeure un problème : aucune méthode de prévention réellement fiable n'est trouvée et le traitement est souvent décevant.

CONCLUSION

Kangourous, wallarous et wallabies appartenant au genre *Macropus* ont des caractéristiques anatomiques et physiologiques propres créant des besoins particuliers en captivité qu'il est nécessaire de respecter pour maintenir ces animaux dans des conditions d'entretien correctes : transposer les besoins d'autres groupes de Mammifères sur ces Marsupiaux conduit à des erreurs zootechniques importantes. L'état actuel des connaissances permet de réaliser une approche médicale et thérapeutique assez complète. Leur pathologie fait ressortir certains points, notamment leur sensibilité à la toxoplasmose et à la nécrobacillose. Bien qu'étudiée depuis longtemps, cette maladie demeure un problème puisque actuellement on ne dispose toujours pas de moyens de prévention et de lutte efficaces contre elle. Ces deux maladies illustrent bien le fait qu'il est indispensable de disposer de connaissances spécifiques pour le maintien en captivité et le soin de ces animaux. D'autre part, on constate que les données sur ces espèces sont essentiellement empiriques, et que certains domaines sont inexplorés et certains phénomènes non élucidés : c'est le cas des examens complémentaires les plus récents, notamment l'imagerie médicale, et de certaines maladies, comme la cataracte juvénile et la nécrobacillose bien sûr. Les voies de recherche et d'investigation sur le genre *Macropus* sont donc loin d'être épuisées.

BIBLIOGRAPHIE

1. ACLAND, H.M.
Parma wallaby herpesvirus infection.
Journal of Wildlife Disease, July 1981, **17**, 3, 471-477.
2. ANGELFIRE (page consultée le 23 juin 2005) [en ligne].
Adresse URL : <http://www.angelfire.com>
3. ANIMAL DIVERSITY WEB (page consulté le 16 septembre 2005) : site de l'University of Michigan, Museum of zoology [en ligne].
Adresse URL : <http://www.animaldiversity.ummz.umich.edu>
4. BANDIN, A.
Etude comparative de l'infestation parasitaire de cinq espèces mammifères en parc animalier.
Th. : Med. vet. : Lyon : Université Claude-Bernard Lyon 1, 2004-LYON-76, 140 p.
5. BARKER, I.K., O'CALLAGHAN, M.G., BEVERIDGE, I.
Host-parasite associations of *Eimeria* spp. (Apicomplexa: Eimeriidae) in kangaroos and wallabies of the genus *Macropus* (Marsupalia: Macropodidae).
International Journal for Parasitology, 1989, **19**, 3, 241-263.
6. BAUMEISTER, B.M., CASTRO, A.E., McGUIRE-RODGERS, S.J., RAMSAY, E.C.
Detection and control of rotavirus infections in zoo animals.
Journal of the American Veterinary Medical Association, December 1983, **183**, 1252- 1254.
7. BENSIK, J.C.
The isolation of *Salmonella* from kangaroos and feral pigs processed for human consumption.
Australian Veterinary Journal, March 1991, **68** (3) : 106-107.
8. BERTHET-JULIER, C.
Les kangourous : genre *Macropus* et *Wallabia*.
Th. : Med. Vet. : Créteil, Faculté de médecine de Créteil, 1993-ALFORT-97, 417 p.
9. BIENER, C.
Etude de l'épidémiologie des Nématodes de kangourous *Macropus giganteus* en Australie.
Th. : Med. Vet. : Toulouse: Université Paul Sabatier, 2002, TOU 3-4182, 87 p.
10. BLANDEN, D.R., LEWIS, P.R., FERRIER, G.R.
Vaccination against lumpy jaw and measurement of antibody response in wallabies (*Macropus eugenii*).
The Veterinary Record, July 1988, **121**, 3, 60-62.
11. BOUHANNA, L.
VADE-MECUM d'ophtalmologie vétérinaire, 2ème édition.
Paris : éditions MED'COM, 2004, 240 p.

12. BOUSSARIE, D., SCHILLIGER, L., RIVAL, F.
Vade-Mecum d'anesthésie des NAC
Paris, éditions MED'COM : 2002, 128 p.
13. BRAGA, I.S., TANAKA, S., OCHIAI, K., ITAKURA, C.
Suspected nutritional myopathy in two captive Bennett's wallabies (*Macropus rufogriseus*).
Japanese Journal of Veterinary Research, 1995, **43**, 2, 99-103.
14. BRINKLOW, B.R., LOUDON, A.S.I.
Evidence of a circannual rhythm of reproduction and prolactin secretion in a seasonally breeding macropodid marsupial, the Bennett's wallaby (*Macropus rufogriseus rufogriseus*).
Journal of Reproduction and Fertility, 1993, **98**, 625-630.
15. BURNIE, D.
Le Règne animal, encyclopédie universelle.
Paris : édition du Club France Loisirs, 2002, 623
16. BUSH, M., GRAVES, J., O'BRIEN, S.J., DE WILDT
Dissociative anaesthesia in free-ranging male koalas and selected marsupials in captivity.
Australian Veterinary Journal, December 1990, **67**, 449-451.
17. BUSH, M.
Methods of Capture, Handling, and Anesthesia
In: KLEIMAN D.G., ALLEN M.E., THOMPSON K.V., LUMPKIN S.
Wild Mammals in captivity.
Chicago : The university of Chicago Press, 1996, 25-40.
18. CALLINAN, R.B., KEFFORD, B.
Mortalities associated with herpesvirus infection in captive Macropods.
Journal of Wildlife Disease, April 1981, **17**, 2, 311-317.
19. CITES : site de la Convention on International Trade in Endangered Species (page consultée le 10 octobre 2005) [en ligne].
Adresse URL : <http://www.cites.org/fra/index.shtml>
20. CLARKE, D.E.
Oral biology and disorders of chiroptera, insectivores, monotremes and marsupials.
The Veterinary Clinics of North America. Exotic Animal Practice, 2003, **6**, 523-564.
21. DAWSON, T.J.
Kangaroos.
Scientific American, 1977, **237**, 2, 78-89.
22. DEANE, E.M., BASDEN, K., BURNETT, L., PROOS, A., COOPER, D.W.
Serum analytes in the tammar wallaby, *Macropus eugenii*.
Australian Veterinary Journal, February 1997, **75**, 2, 141-142.
23. DUBEY, J.P., OTT-JOSLIN, J., TORGESON, R.W., TOPPER, M.J., SUNDBERG, J.P.
Toxoplasmosis in Black-faced Kangaroos (*Macropus fuliginosus melanops*).
Veterinary Parasitology, 1988, **30**, 97-105.

24. ENGLAND, G.C.W., KOCK, R.A.
The use of two mixtures of ketamine and xylazine to immobilize free-ranging Bennetts wallabies.
The Veterinary Record, January 1988, **122**, 11-14.
25. FLOCHER, G.J.R.
Reproduction du grand kangourou rouge (*Megaleia rufa*).
Th. : Med. Vet. : Toulouse : 1975, 31,53.
26. FOWLER, M.E.
Zoo and wild animal medicine. 2nd edition.
Denver: Saunders Company, 1986, 1127 p.
27. FRANKLIN, J., WELLS, J.
Bilateral Tibiotarsal Fracture in a Wallaby.
Journal of the American Veterinary Medical Association, November 1970, **157**,650.
28. GAMBLE, K.C.
Marsupial care and husbandry.
The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, 2004, **7**, 283-298.
29. GEMMEL, R. T.
Birth in marsupials.
Comparative Biochemistry and Physiology, Part B, 2002, **131**, 621-630.
30. GRZIMEK, B.
Le monde animal en 13 volumes. Encyclopédie de la vie des bêtes. Tome X.
Zurich : édition Stauffacher SA, 1973. 13 volumes, 606 p.
31. GULIANI, S., SMITH, G.A., YOUNG, P.L., MATTICK, J.S., MAHONY, T.J.
Reactivation of macropodid herpesvirus from the eastern grey kangaroo (*Macropus giganteus*) following corticosteroid treatment
Veterinary Microbiology, August 1999, **68**, 1-2, 56-69.
32. GULLAND, F., LEWIS, J., KOCK, R.A., KIRKWOOD, J.K.
Vaccination against lumpy jaw in wallabies.
The Veterinary Record, September 1987, **121**, 13, 311.
33. HALL, V., DUERDEN, B.I., MAGEE, J.T., RYLEY, H.C., BRAZIER, J.S.
A comparative study of *Fusobacterium necrophorum* strains from human and animal sources by phenotypic reactions, pyrolysis mass spectrometry and SDS-PAGE.
Journal of Medical Microbiology, 1997, **46**, 865-871.
34. HARROP, C.J.F., BARKER, S.
Blood chemistry and gastro-intestinal changes in the developing red kangaroo (*Megaleia rufa*, Desmarest).
Australian Journal of Experimental Biology and Medical Science, 1972, **50**, 2, 245-249.

35. HAWKEY, C.M., ASHTON, D.G., HART, M.G., CINDERY, R.N., JONES, D.M.
Haematological findings in red-necked wallabies (*Protemnodon rufogrisea*) with
necrobacillosis.
Research in Veterinary Science, November 1982, **33**, 3, 290-294.
36. HERBERT, C.A., TRIGG, T.E., COOPER, D.W.
Effect of deslorelin implants on follicular development, parturition and post-partum oestrus in
the tammar wallaby (*Macropus eugenii*).
Reproduction, 2004, **127**, 265-273.
37. HERBERT, C.A., TRIGG, T.E., RENFREE, M.B., SHAW, G., ECKERY, D.C.,
COOPER, D.W.
Long-term effects of deslorelin implants on reproduction in the female tammar wallaby
(*Macropus eugenii*).
Reproduction, 2005, **129**, 361-369.
38. HIME, J.M., JONES, D.M.
Bone tuberculosis in wallabies (*Protemnodon rufogrisea fructica*).
Journal of Small Animal Practice, 1972, **13**, 2, 91-96.
39. HINDS, L.A., DIGGLE, P.J., TYNDALE-BISCOE, C.H.
Effects of the Ovary, Sucking Stimulus and Season on the Pattern of LH and FSH Release in
the Female Tammar, *Macropus eugenii*.
Reproduction, Fertility and Development, 1992, **4**, 25-34.
40. HOLZ, P.
Immobilization of marsupials with tiletamine and zolazepam.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 1992, **23**, 4, 426-428.
41. HOLZ, P., BARNETT, J.E.F.
Long-acting tranquilizers : their use as a management tool in the confinement of free-ranging
red-necked wallabies (*Macropus rufogriseus*).
Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 1996, **27**, 1, 54-60.
42. HOLZ, P.
Marsupialia (Marsupials)
In: FOWLER, M.E, MILLER, R., E.
Zoo and wild animal medicine. Current therapy. 5th edition.
Denver: Saunders Company, 2003, 288-303.
43. HOLZ, P.
Restraint and Anesthesia of Macropods.
In: HEARD, D.
Zoological restraint and anesthesia, February 2005, Available from internet: www.ivis.org
44. HUNT, M., SLOTNICK, B., CROFT, D.
Olfactory Function in the Red Kangaroos (*Macropus rufus*) Assessed Using Odor-Cued Taste
Avoidance.
Physiology and behaviour, 1999, **67**, 365-368.

45. ISIS (page consultée le 24 mai 2005).
Site d'ISIS [en ligne]. Adresse URL : <http://www.isis.org>
46. IUCN (page consultée le 13 octobre 2005) : site de la Red List of IUCN [en ligne].
Adresse URL : <http://www.iucnredlist.org>
47. JANSEN, W.L., NIJBOER, J.
Zoo Animal Nutrition: Tables and Guidelines. First edition.
European Zoo and Nutrition Center, 2003. 120 p.
48. JOHNSON, A.M., ROBERTS, H., STATHAM, P., MUNDAY, B.L.
Serodiagnosis of Acute Toxoplasmosis in Macropods.
Veterinary Parasitology, 1989, **34**, 25-33.
49. JOHNSON, C.A.
Reproductive medicine of companion marsupials.
The Veterinary Clinics : Exotic Animal Practice, 2002, **5**, 537-553.
50. JOHNSON, J.H., JENSEN, J.M.
Hepatotoxicity and secondary photosensitization in a red kangaroo (*Megaleia rufus*) due to ingestion of *Lantana camara*.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 1998, **29**, 2, 203-207.
51. JOHNSON-DELANEY, C.A.
Therapeutics of companion exotic marsupials.
The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, January 2000, **3**, 1, 173-181.
52. JOHNSON-DELANEY, C.A.
Jaw Abscess as a Sequella to Facial Trauma in a Tammar Wallaby.
Exotic Pet Practice, September 2000, **5**, 9, p 68, p 71.
53. JOHNSON-DELANEY, C.A.
Medical Problems of Pet Wallabies.
Exotic Pet Practice, December 2000, **5**, 12, 89-90, 92.
54. JOHNSTON, S.D., BLYDE, D., GAMBLE, J., FIELD, H., COOPER, J.
Collection and short-term preservation of semen from free-ranging eastern grey kangaroos (*Macropus giganteus* : Macropodidae).
Australian Veterinary Journal, 1997, **75**, 9, 648-651.
55. KANEENE, J.B., TAYLOR, F., SISKASKIE, J.G., MEYER, T.J., RICHTER, N.A.
Disease patterns in the Detroit Zoo: A study of the mammalian population from 1973 through 1983.
Journal of the American Veterinary Medical Association, December 1985, **187**, 11, 1166-1169.
56. KATIA, S., LAURENCE, E. : L'Australie (page consultée le 16 septembre 2005) [en ligne]. Adresse URL : <http://www.tecfa.unige.ch/tecfa/teaching/UVLibre/0001/bin40/auteurs.htm>

57. KEEP, J.M.
Streptococcal osteomyelitis in a grey kangaroo.
Australian Veterinary Journal, March 1972, **48**, 5, 119-120.
58. KEEP, J.M.
Notes on the field capture of the agile wallaby (*Macropus agilis*).
Australian Veterinary Journal, August 1973, **49**, 385-387.
59. KIRKWOOD, J.K., GULLAND, F.M.D., NEEDHAM, J.R., VOGLER, M.G.
Pharmacokinetics of oxytetracycline in clinical cases in the red-necked wallaby (*Macropus rufogriseus*).
Research in Veterinary Science, May 1988, **44**, 3, 335-337.
60. KRAM, R., DAWSON, T.J.
Energetics and biomechanics of locomotion by red kangaroos (*Macropus rufus*).
Comparative Biochemistry and Physiology, Part B, 1998, **120**, 41-49.
61. LECOINTRE, G., LE GUYADER, H.
Classification phylogénétique du vivant.
France : édition Belin, 2001, 543 p.
62. LEIGHTON, F.A.
Fusobacterium necrophorum infection.
In: WILLIAMS, E.S., BARKER, I.K.
Infectious Diseases of Wild Mammals.
Iowa : Iowa State University Press, 2001, 493-496.
63. LEMON, M., BAILEY, L.F.
A specific protein difference in the milk from two mammary glands of a red kangaroo.
Australian Journal of Experimental Biology and Medical Science, 1966, **44**, 705-708.
64. LEMON, M., BARKER, S.
Changes in milk composition of the red kangaroo, *Megalei rufa* (Desmaret), during lactation.
Australian Journal of Experimental Biology and Medical Science, 1967, **45**, 213-219.
65. LEWIS, J.C.M., FITZGERALD, A.J., GULLAND, F.M.D., HAWKEY, C.M.,
KERTESZ, P., KIRKWOOD, J.K., KOCK, R.A.
Observations on the treatment of necrobacillosis in wallabies.
British Veterinary Journal, July-August 1989, **145**, 4, 394-396.
66. LOUDON, A.S.I., BRINKLOW, B.R.
Melatonin implants prevent the onset of seasonal quiescence and suppress the release of prolactin in response to a dopamine antagonist in the Bennett's wallaby (*Macropus rufogriseus*).
Journal of Reproduction and Fertility, 1990, **90**, 611-618.
67. MACDONALD, D., BARRET, P.
Guide complet des Mammifères de France et d'Europe.
Lonay, Suisse : Delachaux et Niestlé, 1995, 304 p.

68. MAGAREY G.M., RODGER, J.C., BUIST, J.M., MATE, K.E.
Effects of repeated superovulation and surgical oocyte collection on ovarian response and natural breeding ability of the tammar wallaby (*Macropus eugenii*).
Reproduction, 2003, **125**, 701-707.
69. MANN, P.C., MONTALI, R.J., BUSH, M.
Mycobacterial osteomyelitis in captive marsupials.
Journal of the American Veterinary Medical Association, December 1982, **181**, 11, 1331-1333.
70. McKENZIE, R.A., FAY, F.R., PRIOR, H.C.
Poxvirus infection of the skin of an eastern grey kangaroo.
Australian Veterinary Journal, April 1979, **55** (4), 188-190.
71. McKENZIE, S., DEANE, E.M., BURNETT, L.
Are serum cortisol levels a reliable indicator of wellbeing in the tammar wallaby, *Macropus eugenii*?
Comparative Biochemistry and Physiology, Part A, July 2004, **138**, 341-348.
72. McKENZIE, S., DEANE, E.M.
Faecal corticosteroid levels as an indicator of well-being in the tammar wallaby, *Macropus eugenii*
Comparative biochemistry and physiology, Part A, January 2005, **140**, 81-87.
73. MHR Viandes (page consultée le 13 octobre 2005) : site de la filière viandes.
Adresse URL : <http://www.mhr-viandes.com/fr/docu/d0001770.htm>
74. MILLER, D.S., FAULKNER, C., PATTON, S.
Detection of *Toxoplasma gondii* IgG antibodies in juvenile great grey kangaroos, *Macropus giganteus giganteus*.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 2003, **34**, 2, 189-193.
75. MILLER, M.A., EHLERS, K., DUBEY, J.P., VAN STEENBERGH, K.
Outbreak of toxoplasmosis in wallabies on a exotic animal farm.
Journal of Veterinary Diagnostic Investigation, 1992, **4**, 480-483.
76. MOBERG, G.P.
Problems in defining stress and distress in animals.
Journal of the American Veterinary Medical Association, November 1987, **191**, 1207- 1211.
77. MOLINIA, F.C., RODGER, J.C.
Pellet-freezing Spermatozoa of Two Marsupials: the Tammar Wallaby, *Macropus eugenii*, and the Brushtail Possum, *Trichosurus vulpecula*.
Reproduction, Fertility and Development, 1996, **8**, 4, 681-684.
78. MOLINIA, F.C., GIBSON, R.J., SMEDLEY, M.A., RODGER, J.C.
Further observations of the ovarian response of the tammar wallaby (*Macropus eugenii*) to exogenous gonadotrophins: an improved method for superovulation using FSH/LH.
Animal Reproduction Science, 1998, **53**, 253-263.

79. MORTON, D.J., ANDERSON, E., FOGGIN, C.M., KOCK, M.D., TIRAN, E.P.
Plasma cortisol as an indicator of stress due to capture and translocation in wildlife species.
The Veterinary Record, January 1995, **136**, 60-63.
80. MUSEUM VICTORIA (page consultée le 13 octobre 2005) : site du Museum Victoria [en ligne].
Adresse URL : <http://www.museum.vic.gov.au>
81. MUTHS, E., HINDS, L.A.
Circulating levels of prolactin and progesterone in a wild population of red kangaroos (*Macropus rufus*) Marsupalia: Macropodidae.
General and Comparative Endocrinology, 1996, **101**, 317-322.
82. NATIONAL GEOGRAPHIC (page consultée le 16 septembre 2005) : site de National Geographic [en ligne].
Adresse URL : <http://www.nationalgeographic.com>.
83. NICHOLAS, K.R., FISHER, J.A., MUTHS, E., TROTT, J., JANSSENS, P.A., REICH, C., SHAW, D.C.
Secretion of whey acidic protein and cystatin is down regulated at mid-lactation in the red-kangaroo (*Macropus rufus*).
Comparative Biochemistry and Physiology, Part A, 2001, **129**, 851-858.
84. NOWAK, R.M., PARADISO, J.L.
Walker's Mammals of the World. 4th edition.
Baltimore and London : The Johns Hopkins University Press, 1983.
85. OBENDORF, D.L.
Candidiasis in young hand-reared kangaroos.
Journal of Wildlife Disease, January 1980, **16**, 1, 135-140.
86. OFTEDAL, O.T., BAER, D.J., ALLEN, M.J.
The Feeding and Nutrition of Herbivores.
In: KLEIMAN D.G., ALLEN M.E., THOMPSON K.V., LUMPKIN S.
Wild Mammals in Captivity.
Chicago : The university of Chicago Press, 1996, 129-138.
87. OLIPHANT, J.C., PARSONS, R., SMITH, G.R.
Aetiological agents of necrobacillosis in captive wallabies.
Research in Veterinary Science, May 1984, **36**, 3, 382-384.
88. OLIVIAUX, T.
Larousse de la Nature. Encyclopédie du vivant.
Bologne, Italie : Bordas, 2000, 557 p.
89. OLIVET-COURTOIS, F., LECU, A.
Nutrition du wallaby.
La Dépêche vétérinaire : supplément technique, Février 2003, **83**, 33-35.

90. PASS, M.A., BROWN, A.S.
Liver function in normal koalas and macropods.
Australian Veterinary Journal, April 1990, **67**, 4, 151-153.
91. PEET, R.L., DICKSON, J., NICKELS, D.
Mycobacterium intracellulare infection in wallabies.
Australian Veterinary Journal, May 1982, **58**, 5, 215.
92. PETRIC, M., MIDDLETON, P.J., RAPLEY, W.A., MEHREN, K.G., GRANT, C.
A Survey of Zoo Mammals for Antibody to Rotavirus.
Canadian Journal of Comparative Medicine, July 1981, **45**, 3, 327-329.
93. POOLE, W.E.
Australian marsupials.
In: TREVOR POOLE
The UFAW handbook on management of laboratory animals.
Bath : Longman, 1987, 207-228.
94. PRESIDENTE, P.J.A., BEVERIDGE, I.
Cholangitis associated with species of *Progamotaenia* (Cestoda: Anoplocephalidae) in the bile ducts of marsupials.
Journal of Wildlife Disease, July 1978, **14**, 3, 371-377.
95. PYE, G.W.
Medetomidine-ketamine immobilization and atipamezole reversal of eastern grey kangaroos (*Macropus giganteus*).
In : Proceedings of American Association of Zoo Veterinarians and American Association of Wildlife Veterinarians.
Omaha, United States of America : October 17-22, 1998 ; 306-309.
96. PYE, G.W.
Marsupial, Insectivore, and Chiropteran Anesthesia.
The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, January 2001, **4**, 211-237.
97. REMEDIOS A.M., SANDERS, S., FOWLER, J.D., WHELER, C.
Microvascular reconstruction of a facial defect in a red-necked wallaby (*Macropus rufogriseus*).
Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 1996, **27**, 1, 115-120.
98. RENFREE, M.B., SHAW, G.
Reproduction of a marsupial: From uterus to pouch.
Animal Reproduction Science, 1996, **42**, 393-403.
99. RICHARDSON, K.C., WYBURN, R.S.
Electromyographic events in the stomach and small intestine of a small kangaroo, the tammar wallaby (*Macropus eugenii*).
Journal of Physiology, 1983, **342**, 453-463.

100. ROSE, K., CURTIS, J., BALDWIN, T., MATHIS, A., KUMAR, B., SAKTHIANANDESWAREN, A., SPURK, T., CHOY, J.L., HANDMAN, E.
Cutaneous leishmaniasis in red kangaroos : isolation and characterisation of the causative organisms.
International Journal for Parasitology, 2004, **34**, 655-664.
101. ROTHWELL, T., KEEP, J., FU-NAN, X., MIDDLETON, D.
Poxvirus in marsupial skin lesions.
Australian Veterinary Journal, December 1984, **61** (12), 409.
102. RUDD, C.D., SHORT, R.V., SHAW, G., RENFREE, M.B.
Testosterone control of male-type sexual behavior in the tammar wallaby (*Macropus eugenii*).
Hormones and behavior, 1996, **30**, 446-454.
103. SAMUEL, J.L.
Jaw disease in macropod marsupials: bacterial flora isolated from lesions and from the mouths of affected animals.
Veterinary Microbiology, August 1983, **8**, 4, 373-387.
104. SMITH, G.R., OLIPHANT, J.C., PARSONS, R.
The pathogenic properties of *Fusobacterium* and *Bacteroides* species from wallabies and other sources.
Journal of Hygiene, April 1984, **92**, 165-175.
105. SMITH, G.R., WALLACE, L.M., NOAKES, D.E.
Experimental observations on the pathogenesis of necrobacillosis.
Epidemiology and Infection, 1990, **104**, 73-78.
106. SMITH, G.R., THORNTON, E.A.
The prevalence of *Fusobacterium necrophorum* biovar A in animal faeces.
Epidemiology and Infection, 1993, **110**, 327-331.
107. SMITH, G.R., TURNER, A., CINDERREY, R.
Susceptibility of wallabies to *Fusobacterium necrophorum*.
The Veterinary Record, June 1986, **118**, 691-693.
108. SPRATT, D.M., PRESIDENTE, P.J.A.
Prevalence of *Fasciola hepatica* infection in native mammals in Southeastern Australia.
AJEBAK, 1981, **59**, 6, 713-721.
109. STANLEY, R.G.
Marsupial ophtalmology.
The Veterinary Clinics. Exotic Animal Practice, 2002, **5**, 371-390.
110. SUEDEMEYER, W. K.
Tail amputation in a red kangaroo (*Macropus rufus*) : clinical management and long term maintenance.
In : Proceedings of American Association of Zoo Veterinarians and American Association of Wildlife Veterinarians.
Omaha, United States of America : October 17-22, 1998 ; 310-311.

111. SUEDEMEYER, W.K.
Hemimandibulectomy to resolve *Actinomyces* sp. "lumpy jaw" in a Bennett's wallaby (*Macropus rufogriseus fruticus*).
In : Proceedings of American Association of Zoo Veterinarians.
Columbus, United States of America : October 9-14, 1999 ; 119-122.
112. SUEDEMEYER, W. K.
A review of red kangaroo (*Macropus rufus*) neoplasms at the Kansas City Zoo, 1992-2002.
In : Proceedings of American Association of Zoo Veterinarians, American Association of Wildlife Veterinarians, Wildlife Disease Association.
San Diego, United States of America : August 28-September 3, 2004 ; 449.
113. TERRAMBIANTE (page consultée le 13 octobre 2005) : site officiel de l'association Terrambiente [en ligne].
Adresse URL : <http://www.terrambiente.org>
114. THE AUSTRALIA AND PACIFIC SCIENCE FOUNDATION (page consultée le 13 octobre 2005) : site de the Australia and Pacific Science Foundation [en ligne].
Adresse URL : <http://www.apscience.org.au>
115. WEBSHOTS (page consultée le 23 juin 2005) [en ligne].
Adresse URL : <http://www.webshots.com>
116. WHITFIELD, P., WALKER, R.
Le Grand Livre des Animaux.
Paris : édition Solar, 1998, 616 p.
117. WHITTINGTON, R.J., JAKOB-HOFF, R.M., HUME, I.D., BARBOZA, P.S., BEVERIDGE, I.
Monotremes and marsupials
In: FOWLER, M.E.
Zoo and wild animal medicine. Current therapy. 3rd edition.
Denver: Saunders Company, 1993, 269-293.
118. WILSON, P., TAYLOR, M.R.H., KEANE, C.T., ENGLISH, L., ALLEN, M.
Metronidazole in the treatment of lumpy-jaw in a Bennett's wallaby.
The Veterinary Record, August 1980, **107**, 5, 111-112.

AGREMENT ADMINISTRATIF

Je soussigné, A. MILON, Directeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, certifie que

Mlle DEBIN Sarah

a été admis(e) sur concours en : 2000

a obtenu son certificat de fin de scolarité le : 16/06/05

n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

Je soussigné, J. DUCOS de LAHITTE, Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

autorise la soutenance de la thèse de :

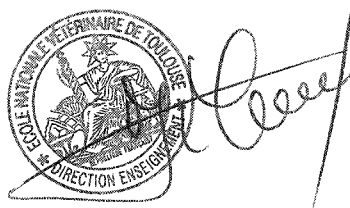
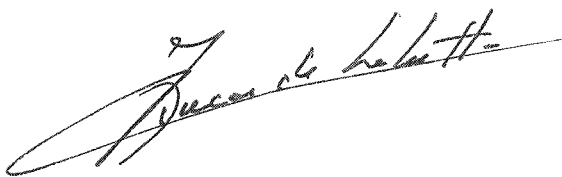
Mlle DEBIN Sarah

intitulée :

« Gestion et pathologie en captivité des kangourous, wallabies et wallarous du genre *Macropus*. »

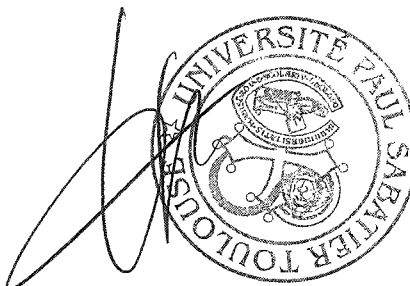

**Le Professeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Jacques DUCOS de LAHITTE**

**Vu :
Le Directeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON**



**Vu :
Le Président de la thèse :
Professeur Jean-Paul SEGUELA**

**Vu le : 15 DEC. 2005
Le Président
de l'Université Paul Sabatier
Professeur Jean-François SAUTEREAU**



Toulouse, 2006

NOM : DEBIN

Prénom : Sarah

Titre :

Gestion et pathologie en captivité des kangourous, wallabies et wallarous du genre *Macropus*

Résumé :

Les kangourous, wallabies et wallarous appartenant au genre *Macropus* sont des mammifères marsupiaux australiens dont les caractéristiques physiologiques et anatomiques expliquent les besoins en captivité. Ainsi, une bonne gestion de ces animaux en captivité nécessite des facteurs zootechniques adaptés, notamment l'alimentation et le logement. Une démarche diagnostique complète peut être mise en place grâce aux moyens de contention, d'examen et de thérapeutique établis chez ces espèces. Leur pathologie très étudiée présente des spécificités notamment en captivité où les maladies principalement rencontrées sont la nécrobacillose et la toxoplasmose. Cependant, de nombreux domaines restent à explorer.

Mots clés :

pathologie, captivité, kangourou, wallaby, *Macropus*, *rufogriseus*, nécrobacillose

Title :

Management and pathology in captivity of kangaroos, wallabies and wallaroos of the genus *Macropus*

Abstract :

Kangaroos, wallabies and wallaroos of the genus *Macropus* are Australian marsupial mammals whose physiological and anatomical particularities explain their needs in captivity. Thus, a good management of a *Macropus* species group in captivity requires adapted zootechnic factors, specially feeding and housing. A diagnostic pattern can be realised thanks to available specific data on restrain, examination and therapeutic. Their well-known pathology has specificities, particularly in captivity where the main diseases are lumpy jaw and toxoplasmosis. However, many fields remain to be explored.

Key words :

Pathology, captivity, kangaroo, wallaby, *Macropus*, *rufogriseus*, lumpy jaw